IMPERIAL BUREAU
17 MAR. 1930
OF MYCOLOGY

Deux nouveaux ravageurs de la Vigne en Hongrie

(L'Ithyphallus impudicus et le Coepophagus echinopus).

Par le Dr. Gy. de Istvánffi.

Planches I—III.

On peut ranger les ravageurs de la vigne en deux groupes, selon que leurs ravages s'exercent dans les racines ou dans les organes situées au-dessus du sol. Les traitements employés contre les maladies des feuilles, des grains et des pousses ont déjà donné des résultats plus ou moins satisfaisants. Le viticulteur n'est plus aujourd'hui désarmé en face des ravages du Mildiou ou de l'Oïdium etc., il sait les combattre, il connaît les remèdes qui sauveront de la ruine ses vendanges attaquées.

Mais, outre ces maladies cryptogamiques très répandues, il en existe encore d'autres contre lesquelles nous pouvons nous prémunir, et dont, grâce aux traitements soigneusement effectués, nous pouvons même atténuer les ravages.

Si nous examinons le deuxième groupe, les maladies des racines, nous constatons qu'elles ne sont que très imparfaitement connues, et que leur traitement reste encore, pour ainsi dire à découvrir. C'est en vain que nous cherchons contre elles, des armes dans le laboratoire du viticulteur; chose bien naturelle, d'ailleurs, puisque cachées dans le sol, elles se dérobent aux yeux. Le développement se fait progressivement, d'années en années, et leurs ravages ne se manifestent que peu à peu. En outre, leur traitement ou les mesures de protection à prendre contre elles, sont extraordinairement difficiles, parce qu'elles se dissimulent dans des endroits difficilement abordables, et qu'il faut tenir compte d'une foule de circonstances secondaires diffi-

ciles ou même impossibles à éclaircir et qui concourent à aggraver les progrès du mal. Par suite, nous nous heurtons, dans la recherche pathologique, à d'innombrables difficultés, ce qui rend des plus délicates et des plus ardues, l'étude scientifique des maladies se développant sous terre.

L'importance de semblables recherches est évidente. Obligé de guérir le dépérissement de ses vignes, et toutes les conséquences du mauvais fonctionnement du système des racines très souvent imputables, ainsi qu'on peut le constater, à des causes purement pathologiques, le viticulteur, en procédant à ses recherches minutieuses peut arriver pas à pas à déterminer la cause principale du mal.

La recherche sera ensuite plus difficile encore, parce que souvent, différents organismes pathogènes déterminent la maladie, les uns préparant et aplanissant les voies, par lesquelles l'autre s'introduira et s'établira.

Pénétré de la grande importance qu'ont pour le viticulteur les maladies déjà signalées, j'ai dirigé, depuis quelques années mes recherches sur les maladies des racines de la vigne.

Voici la liste des champignons des racines de la vigne découverts et décrits jusqu'à ce jour:

*1. Agaricus (Armillaria) melleus (Vahl) Quélet,
2. Aspergillus echinosporus Sorokin,
3. Aureobasidium Vitis Viala et Boyer, [Exobasidium Vitis (Viala) Prillieux et Delacroix.]
4. Bornetina Corium Mangin et Viala, [avec l'Acarien Dactylopius Vitis.]
5. Cephalosporium repens Sorokin,
6. Ceratostoma Vitis Fuckel,
7. Circinotrichum maculiforme Nees,
8. Cryptocoryneum aureum Viala,
9. Fracchiaea rostrata Delacroix,
10. Helicobasidium purpureum (Desm.) Patouillard,
*11. Psathyrella ampelina Foëx et Viala, [Fibrillaria],
12. Pseudo-Dematophora sp. J. Behrens,
*13. Rhizoctonia violacea [De Candolle] Tulasne,

* Ceux qui sont marqués d'une astérisque ont été découverts en Hongrie.

*14. Rossellinia necatrix (R. HARTIG — P. VIALA) BERLESE, [Dematophora necatrix],

*15. Rosellinia glomerata (VIALA), [D. glomerata VIALA],

*16. Vibrissea hypogaea CH. RICHON et LE MONNIER, [Roesleria pallida (PERS.) SACC., R. hypogaea (PERSOON) v. THÜMEN et PASSERINI.]

Ceux qui sont marqués d'une astérisque ont été découverts en Hongrie. Parmi les autres, j'en signalerai un qui a été dernierement l'objet de recherches scientifiques: le No. 4 Bornetina Corium qui en compagnie du Dactylopius Vitis cause en Palestine, une effrayante maladie dite de Jaffa, (ou Phthiriose, signalée par Posidonius, Strabon, Ktésias et la Sainte Écriture).

Les Dematophores Nos 14 et 15, l'Armillaria mellea No. 1., le Psathyrella No. 11., occasionent la maladie appelée pourridié des racines et connue de tout le monde. Les autres n'apparaissent que sporadiquement et ne causent pas de dommages importants.

Dans mes recherches sur la pourriture des racines de la vigne en Hongrie j'ai trouvé quelques données nouvelles et me contente de signaler au lecteur la grande extension et les dégâts considérables causés par les moisissures des racines. (Dematophora ou Rosellinia.)

Parmi les champignons supérieurs, deux seulement, l'Armillaria mellea et le Psathyrella, ont été signalés comme destructeurs des racines, on peut désormais y joindre *l'Hypholoma fasciculare* et *l'Ithyphallus impudicus*, signalés par moi comme ravageurs de la Vigne en Hongrie.

Il est bien évident, que d'autres espèces de champignons supérieurs peuvent encore se répandre dans les vignobles. On trouve souvent du mycélium et différents rhizomorphes sur les racines, souches et échalas, mais il est bien difficile de déterminer ces différentes formations mycéliennes et surtout les rhizomorphes, sans avoir les fructifications, les champignons qui complètent leur développement.

C'est là un travail lent et difficile, en même temps qu'un devoir important. Car, ce n'est que par les progrès que fera la

* Ceux qui sont marqués d'une astérisque ont été découverts en Hongrie.

science de ce côté, que nous pourrons assainir convenablement nos vignes et les préserver contre des ennemis à la fois cachés et menaçants.

C'est ainsi, que j'en suis venu à choisir l'Impudique comme un ennemi auquel, jusqu'alors, personne n'avait pris garde et qui n'avait encore été étudié, au point de vue ampélologique.

Par une coïncidence remarquable, on vient tout récemment de signaler* une autre espèce de l'Ithyphallus, l'I. celebicus P. Hennings à Java, comme ravageur des plantations de cannes à sucre. En tous cas, il est très intéressant d'avoir constaté le parasitisme de deux espèces du même genre, dans des contrées aussi éloignées l'une de l'autre.

Mes premières communications à ce sujet ont été faites au courant de l'hiver de 1903 dans la séance de l'Académie des Sciences Hongroise (le 16 févr.), ainsi que pendant le VII[e] Congrès International d'Agriculture tenu à Rome (le 13 avril), en outre, dans l'édition hongroise de cette étude parue au mois de novembre 1903.

L'Ithyphallus impudicus est un nouvel ennemi des vignobles. Il ne va pas, il est vrai (ainsi que j'ai pu le constater dans mes recherches) jusqu'à les détruire, mais il leur cause cependant de sérieux dommages. On avait jusqu'alors considéré ce champignon comme inoffensif, or, il devient à l'occasion, parasite. Il peut devenir d'autant plus dangereux, qu'il attaque sournoisement les parties de la vigne situées sous terre et que ses ravages n'apparaissent qu'au bout d'un assez long laps de temps.

J'appelle donc l'attention des viticulteurs sur l'Impudique, champignon intéressant, même au point de vue strictement scientifique, car il nous fournit une nouvelle preuve, que les saprophytes s'accommodent des conditions d'existence des parasites. Celui-ci, en effet, se fixe souvent, sur l'échalas et ne commence seulement que plus tard à attaquer les racines vivantes de la souche voisine.

Et, ce qui ajoute encore à l'intérêt que nous portons à l'Impudique, c'est qu'au cours des examens auxquels nous

* Fischer, E. Eene Phallodiee waargenomen op de wortels van suikerriet. Mededeel. v. h. Proefstat. Oost-Java. 3 Ser. No. 46. Arch. voor de Java-Suiker-Industrie. 1903. Afl. 11. 8. p. 3. Planches.

l'avons soumis, nous avons découvert, un nouvel ennemi: le Coepophagus echinopus,[1] qui cause de grands ravages dans les vignobles de France et de Palestine, et qui était parfaitement inconnu en Hongrie.

Nous décrirons d'abord les ravages causés par l'Impudique.

I.

Apparition de l'Ithyphallus impudicus.

L'Ithyphallus impudicus (LINNÉ) FRIES, appelé champignon impudique est un champignon Gasteromycète, de la famille des Phallacées. Ed. FISCHER[2] le range dans le premier groupe du genre Ithyphallus, parmi les Reticulati. L'espèce commune pousse en Europe, en Algérie, aux États Unis, au Japon, en Australie (?). On en trouve chez nous (à Mohács et à Kamenitza) une variété que I. SCHULZER[3] a décrite comme une nouvelle espèce, sous le nom de *Phallus imperialis.*

La dénomination magyare de «szömörcsög» apparaît pour la première fois, dans le «Nomenclator» de I. de BEYTHE («zömörchök»), puis dans le Code de l'ESCLUSE. Sur la première

[1] ISTVÁNFFI GY. Az Ithyphallus gomba és Coepophagus atka együttes föllépéséről hazánkban. Math. Természettud. Értesitő. A M. Tud. Akad. III. oszt. folyóirata. XXI., 2. 1903. p. 157—176. Séance du 16 Févr. 1903.

ISTVÁNFFI GY. Sur l'apparition en Hongrie des deux nouveaux ravageurs de la Vigne (Ithyphallus impudicus et Coepophagus echinopus). VII[e] Congrès International d'Agriculture. Rome, avril 1903.

ISTVÁNFFI GY. A szömörcsög-gomba mint szőlőkárositó. Magyar Nemzet, 1903. le 15 Mars. — A szőlőatka előfordulása hazánkban. Magyar Nemzet, 1903. le 22 Mars. — (Uj szőlőkárositók hazánkban. Növénytani Közlemények II., 2. 1903. p. 95 et Magyar Botanikai Lapok II., 4. 1903. p. 133—134.)

ISTVÁNFFI GY. Két uj szőlőkárositó hazánkban. A M. kir. központi szőlészeti kisérleti állomás és Ampelologiai Intézet Közleményei. II. 1. 1903. p. 1—54. Pl. I—III.

[2] FISCHER ED. in ENGLER und PRANTL. Die natürlichen Pflanzenfamilien I. Teil. Abt. 1** p. 292.

[3] D'abord Kirchbaumia imperialis Schulzer. Verhandl. d. k. k. Zool. Bot. Gesellsch. 1866. p. 798, et Phallus imperialis Schulzer, in KALCHBRENNER Icones Selectae Hymenomycetum Hungariae. Tab. XI. fig. 1. SCHULZER VON MÜGGENBURG ST. Phallus imperialis. Glasnika Hrv. Naravoslovnoga Družtva. Societas Historico Naturalis Croatica. I. 1866. p. 118.

planche du Code, c'est I. de BEYTHE, ainsi que je l'ai démontré qui a écrit le nom de «Szemerchyek». Mais les figures de cette planche représentent des Morilles. La note que l'ESCLUSE a mise sur cette planche «Primi generis esculentorum» prouve qu'il s'agit de champignons comestibles. Parmi ces champignons la figure supérieure de gauche, marquée «I. Maurachen» et les deux inférieures semblables représentent le Morchella conica PERSOON et les quatre du milieu, marquées du signe «2. Braun Maurachen» le Gyromitra esculenta (FRIES) PERSOON.[4]

Il n'y a donc point dans le Code de l'ESCLUSE de figure représentant l'Ithyphallus, tandisque dans la «Fungorum Historia» du même, on trouve des gravures sur bois avec la mention: «XXIII. Generis pernicios. Fung. 5 species.»[5] On peut donc conclure de ces données que l'ESCLUSE a bel et bien déterminé l'Impudique, toutefois il n'indique pas son nom magyar. On doit donc rectifier l'assertion de V. DE BORBÁS,[6] prétendant que le nom de «szemerchyek» (Maurachen) correspond à l'Impudique chez l'Escluse, parce que celui-ci a compris, sous ce nom les Morilles; et et n'indique pas la dénomination magyare de l'Impudique.

Pour compléter la description de l'Impudique[7] (Pl. I. fig. 1) je rappelle, d'après mes observations, que dans les terrains sablonneux, son mycélium est rose pâle et que son fruit, le champignon proprement dit, pousse deux fois l'an (en Mai et, ensuite, d'Août jusqu'en automne) dans les vignes soumises à un contrôle vigilant.

Des tubercules de la grosseur d'un oeuf de poule ou d'oie se forment sur le mycélium répandu dans le sol. Le corps du champignon se développe dans ces tubercules, semblables à de jeunes pommes de terres roses, et y est pour ainsi dire comprimé. (Pl. I. fig. 2.)

[4] ISTVÁNFFI GY. A Clusius-Codex mykologiai méltatása adatokkal Clusius életrajzához. 1900. p. 114—115. Etudes et Commentaires sur le Code de l'Escluse augmentés de quelques notes biographiques. 1900. p. 133.

[5] CLUSIUS C. Fungorum in Pannoniis observatorum brevis Historia. 1601. CCIXXXVj. c. icon.

[6] BORBÁS V. Bögyörő-gomba. A Pallas Nagy Lexicona. III. 1893. p. 608.

[7] ISTVÁNFFI GY. A magyar ehető és mérges gombák könyve. [= Les champignons comestibles et vénéneux de Hongrie. Paru en langue magyare]. 1899. p. 294—296. Pl. XXXVIII et fig. 114.

Quand le tubercule est mûr la tige en s'allongeant, brise le péride et pousse le chapeau en l'air, car la croissance de la tige cesse subitement et il se produit un allongement soudain.[8] Son réceptacle (c'est-à-dire la tige) est assez grand et blanc, il porte en son sommet, un chapeau en forme de cloche recouvert de la glèbe (Pl. I. fig. 1.), la paroi de la tige se compose de chambres, disposées en plusieurs couches, son chapeau loin d'être pseudo-parenchymatique, est composé (même dans son état mûr) de cellules en forme d'outres.[9]

Dans les jeunes fruits on remarque une sorte d'indusium,[10] qui sur le réceptacle parfait, apparaît également en forme de saillie légère de la tige cachée sous le chapeau.

Les parois des chambres du réceptacle spongieux du champignon (ou lamelles de la trame) pour employer une vieille comparaison de SCHÄFFER, sont repliées comme le papier des lanternes vénitiennes. DE BARY[11] explique le gonflement des chambres et par suite, la disparition des plis et la tension des parois, par le développement du gaz, d'autres, comme ED. FISCHER,[12] et E. A. BURT,[13] n'y voient qu'un simple phénomène de croissance.

Chez l'ESCLUSE,[14] nous trouvons la remarque suivante sur l'Impudique: «*Intelligo etiam muscas eo degustato interire*» ce dont STERBEECK[15] s'empare: «*Dit is oock een vergif voor de vlieghen*». C'est de là très probablement qu'est venue sa répu-

[8] DE BARY A. Vergleich. Morphologie und Biologie der Pilze. 1884. p. 348.

[9] FISCHER ED. l. c. p. 292.

[10] FISCHER ED. l. ç. p. 292.

[11] DE BARY l. c. p. 348.

[12] FISCHER ED. Untersuch. zur vergl. Entwickelungsgesch. u. Systematik der Phalloideen. Denkschr. d. schweizer. Naturforsch. Gesellschaft. XXXII. I. 1890. p. 28.

[13] BURT E. A. The Phalloideae of the United States. III. On the physiology of elongation of the receptaculum. Botanical Gazette. XXIV 1897. p. 85.

[14] CLUSIUS C. Fungorum in Pannoniis observatorum brevis Historia 1601. p. CCIXXXVIj.

[15] VAN STERBEECK FR. Theatrum Fungorum oft het Tooneel der Campernoelien 1675. p. 280.

tation de vénéneux,[16] qui n'est d'ailleurs, pas encore prouvée.[17] Quant à moi, j'ai constaté que son odeur désagréable de charogne pourrait se sentir à plusieurs kilomètres de distance[18] et qu'on ne pourrait que très difficilement la faire disparaître d'une chambre ou des vêtements. Sa puanteur que ED. FISCHER[19] compare au verjus, à l'essence de moutarde le fait redouter. Les mouches qu'il attire par son odeur répandent au loin ses spores.[20]

Le chat, le sanglier mangent les jeunes oeufs du champignon.[21] Dès la plus haute antiquité, on a employés les jeunes oeufs dans la magie et on les a considérés comme les oeufs des malins esprits, des démons et des sorciers (Manium, Cacodaemoniúmve ova).[22] On les a également regardés comme des aphrodisiaques et donnés aux bestiaux pour les exciter à l'accouplement. On les a aussi employés contre la goutte, témoin, leur nom allemand de Gichtschwamm.

Ils jouent même encore semble-t-il, un certain rôle, de nos jours, car COSTANTIN[23] cite HUYOT, d'après lequel, en France, à Lagny, on vendait encore au marché, les jeunes champignons ovals (oeufs). SCHRÖTER cite le cas d'un fossoyeur de Silésie qui faisait le commerce des «oeufs de sorcier».

Très intéressant aussi, le renseignement que m'a fourni M. le Dr. BÁLINT, chef de section à l'Institut Ampélologique et d'après lequel, à Kolozs-Monostor, on se servirait contre les maux de dents, de ces champignons desséchés, on en appliquerait de petits morceaux sur la dent malade et on les mâcherait comme une chique.

[16] DUFOUR L. Atlas des Champignons comestibles et vénéneux. 1891. p. 60.

[17] GILLET C. C. Les Champignons. III. 1877. p. 786.

[18] ISTVÁNFFI GY. A magyar ehető és mérges gombák könyve. 1899. p. 295.

[19] FISCHER ED. in Engler u. Prantl. p. 292.

[20] RÁTHAY E. und HAAS B. Ueber Phallus impudicus (L) und einige Coprinus-Arten. Sitzber. der k. k. Akad. der Wissensch. Wien. LXXXVII. 1883. I. Abt. Jän.-Heft.

[21] COSTANTIN J. Atlas des Champignons comestibles et vénéneux. p. 203.

[22] LOBELIUS. Cfr. Clusius Fungor. in Pann. observ. brev. histor. 1601.: E vernaculo Lobelij Herbario desumptae icones. p. CCXCV.

[23] COSTANTIN J. Atlas des Champignons comestibles et vénéneux. p. 203.

Mode de vie. L'Impudique n'était pas considéré jusqu'à présent comme nuisible à la vigne, ni comme susceptible de vivre de la vie des parasites. Réunissant toutes les données qui se rapportent à ce champignon, nous le voyons comme un champignon qui pousse dans les jardins, dans les bois sablonneux, argileux et ombreux, dans les pelouses, les parcs à gibier, les vergers, les vignobles et sous les clôtures, très répandu en été et en automne. Il exigerait, d'après A. KERNER,[24] beaucoup de chaux, fait que dans mes nombreuses observations, il ne m'a jamais été donné de constater.

Apparition. On le signale chez nous dans les énumérations mycologiques, aux environs de Vinkovce, Pozsony, Szepes-Olaszi, Lubine (département de Nyitra), Eperjes, Hertnek et Bártfa.[25] Je l'ai moi-même trouvé sous des noisetiers au jardin botanique de Kolozsvár, où, pendant quelques années, il apparaissait régulièrement en Août.

Aux environs de Budapest, l'Impudique a fait son apparitions en 1901—1902, dans les vignobles de Besnyő, dépendant des domaines de la couronne à Gödöllő, et y a causé des dégâts appréciables. Là, comme dans la partie orientale de la Hongrie, le peuple l'appelle champignon puant (c'est-à-dire, en langue magyare «büdös gomba»).

On a également trouvé l'Impudique, en Aôut 1902, dans des vignobles, sur des sables, chez J. Bolgár à Nagy-Csalomja. En cet endroit, son apparition et son mode de propagation n'ont pû être examinés, car on a pioché les oeufs situés à 4 ou 5 pouces de profondeur, et par suite de la température très sèche, ils n'ont pu se développer de nouveau.

Dans les vignes des domaines de la Couronne à l'île Csepel, l'administrateur Géza Biró jeune a constaté aussi l'apparition de l'Impudique. On a trouvé ce champignon, à l'automme de 1902 (Septembre et Octobre) en très grande quantité, la plupart des champignons poussaient dans les endroits situés près du bois ou dans des vignes plantées sur d'anciennes forêts défri-

[24] KERNER A. Pflanzenleben. I. 1887. p. 94.

[25] HAZSLINSZKY FR. Magyarhon Hasgombái (Gasteromycetes). Mathem. Természettud. Közlem. Kiadja a Magy. Tud. Akad. XIII. 1. 1876. p. 10.

chées. Les terrains où l'on peut le trouver varient, du sable mouvant blanc aux sables noirs agglomérés, — on ne l'a pas encore signalé dans les terrains solides et argileux.

Il est apparu dans les Chasselas, les Sylvani, les Erdei et les Kövi Dinka.

A la suite de deux binages successifs, le sol a été si bien remué que cette année (1903) au commencement de Juin, on n'a trouvé qu'un seul champignon poussé.

L'Impudique s'est montré au courant de l'automne (1903) très abondant, dans une parcelle de Kövi Dinka, formant ainsi un foyer de 150 à 200 ceps, de même que quelques pieds de vigne étaient entourés de 5 à 7 champignons. Les petits oeufs dépéris sont aussi abondants et de plus, 5 échantillons de tubercules intercalaires ont été recueillis. Beaucoup d'échalas, faits de bois de Robinie sont attaqués par le mycélium.

L'Impudique a été également découvert à Világos, près d'Arad, dans les vignes du baron László de Bohus, membre de la chambre des magnats, au commencement de Juillet de l'année courante (1903). Je l'ai vu dans les vignobles de l'École Viticole Roy. Hongr. de Ménes sur des ceps de «Riparia selecta» greffés sur Cabernet. Le bout d'échalas de cette souche était complètement pourri et un mycélium rose-pâle avait entièrement envahi le pied. J'ai également vu des traces de mycélium dans les vignes de l'École Viticole Roy. Hongr. de Kecskemét, mais le champignon y était assez rare.

Au courant de septembre j'ai réussi à constater les ravages du mycélium sur un cep reçu de Tápió-Szecső. Ce fait est remarquable, car la plantation de la vigne a été faite sur un terrain solide.

Les vignobles, de Besnyő—Egerszeg, appartenant aux domaines de la Couronne, sont situés près de la voie ferrée Budapest—Hatvan, à 4 Km. du village de Besnyő. Le sol en est sablonneux et le vignoble, d'une étendue de 30 ha. environ, se compose de vignes européennes diverses et non greffées.

J'ai observé l'apparition de l'Impudique pendant l'automne de 1901 et dans le courant de 1902—1903, et après avoir déterminé son rôle de ravageur, j'ai examiné minutieusement la façon dont il se propage.

L'Impudique a été trouvé sur les racines des vignes suivantes : Ezerjó, Mézesfehér, Kövi Dinka, Cabernet, Oporto, Zöld Sylváni, Othello, Chasselas, Kadarka, Nagy Burgundi, Olasz Rizling.

On le rencontre assez fréquemment dans le gazon situé entre les carrés de vignes, sur les routes, où il dévore les racines d'autres plantes telles que le Gleditschia, les Chien-dents. Bref, il est répandu sur toute l'étendue du vignoble.

Dans les carrés, il croît ordinairement entre les pieds de vignes (mais seul à seul et rarement par trois ou quatre), il pousse fréquemment dans les creux situés autour du pied de la vigne, mais se rencontre rarement sur la souche elle même.

Durée du développement. Tout ce que l'on sait à ce sujet, c'est que l'Impudique produit ses fruits en été ou au commencement de l'automne. Quant à son développement, il demanderait une année (SCHÄFFER, DE BARY). De mes observations sur les sols sablonneux il résulte qu'il apparaît en masse deux fois l'an :

I° à la fin de Mai, on en trouve déjà les oeufs, qui non détruits par le binage, produisent leurs champignon («il pousse comme la pomme de terre» disent les vignerons) ;

II° à la fin d'Août jusqu'à la fin de l'automne (j'en ai recueilli en Novembre.)

Cependant, on trouve pendant tout l'été des oeufs éclos au pied des vignes ou dans leur voisinage immédiat.

Il est donc probable que son développement est continuel, mais les jeunes tubercules automnals, arrêtés dans leur développement par les longs froids de l'hiver ne peuvent mûrir qu'en Mai suivant, tandisque ceux de l'année, formés au printemps, se développent durant tout l'été.

Il est admis que le temps pluvieux est favorable à ce champignon, ce qui explique son apparition rapide après la pluie, dans les terrains légers, sablonneux des vignobles. (Dans les sols solides, argileux, les oeufs en éclosion ne peuvent se développer aussi facilement). Seules, les premières gelées entravent son développement et beaucoup d'oeufs à moitié développés, seront détruits au cours de l'hiver.

Caractères des ceps malades. Les changements dans la partie du pied située au-dessus du sol, sont remarquables ; le

pied se développe chétivement, il devient moins grand, donne peu de pousses normales, en un mot, présente tous les signes du rabougrissement, et rappelle assez l'aspect des ceps phylloxérés. Ses feuilles sont vert-jaune, chlorotiques. Le desséchement brun, du bord des feuilles, semblable à une brûlure, est particulièrement remarquable. L'apparition de ce signe extérieur aide considérablement à reconnaître les vignes attaquées.

L'Impudique ravage les vignes de deux manières, il attaque directement le tronc souterrain, ou il attaque le système des racines.

1. **Sur le tronc souterrain,** on le rencontre assez rarement. Cette forme est d'ailleurs la plus dangereuse, car elle détermine la mort du pied. Le mycélium rose-pâle, en forme de cordon, enserre le pied de ses filaments, gros de 1·5 mm. qui se ramifient et finissent par former des filaments blancs extrêmement tenus. Ils enlacent le pied comme d'un réseau et pénètrent même dans l'écorce. (Planche I. fig. 7.)

Du 20 au 22 Juillet nous avons trouvé un mycélium magnifiquement développé sur des pieds des Mézes fehér.

Le filet de mycélium a produit des oeufs, développés de différente façon, et dont parfois, trois reposaient sur un mycélium. Ils avaient de 2 à 4 cm. de diamètre et contenaient le champignon tout prêt à éclore. (Planche I. fig. 8.)

Le pied était en ce moment complètement mort, pourri, et la tête du tronc gâtée, sortait du sol comme un moignon. Ses racines étaient en décomposition et c'est à peine si l'on pouvait retirer du sable, les parties couvertes de mycélium.

Sur d'autres pieds, les ravages étaient de moindre importance. Les racines principales, de mème que les racines latérales existaient et le mycélium courait sur elles. Un pied portant sur sa partie située dans le sol, des oeufs de 3·5 cm. de diamètre, vivait et portait encore des pousses vertes en pleine vigueur. (Planche I. fig. 7.)

J'ai trouvé des cas où, sur les pieds portant des pousses mortes, les traces du champignon ravageur n'étaient marquées, que par quelques filaments assez forts de mycélium (m. zs.), et un réseau de mycélium extraordinairement tenu (m.). La partie ligneuse du pied était molle (comme de la chair de poulet bouillie)

mais malgré tout, on pouvait facilement, à sa couleur pâle-rose, constater à l'oeil nu, la cause de la mort. (Planche I. fig. 6.)

Dans ces cas, le mycélium du champignon avait déjà abandonné les pieds attaqués, qui étant morts, ne pouvaient nourrir un organisme continuant à vivre à la façon des parasites.

2. **La plupart du temps, le mycélium attaque les racines et les radicelles.** Le cordon mycélien ravageur des racines ne produit ordinairement qu'un oeuf. Il peut avoir à la base de l'oeuf 3 mm. de grosseur; à une distance de 10 à 12 centimètres il commence à s'amincir jusqu'à 2·5 ou 2 mm. et ce n'est qu'à son extrémité qu'il devient extrêmement tenu et effilé. (Planche I. fig. 4.) Le cordon produit ordinairement un oeuf, il porte aussi parfois des jumeaux, et peut même pendant une saison produire successivement six champignons (Planche I. fig. 11.), s'ouvrant à diverses époques (1., 2.) ou dont quelques uns avortant encore à l'état de petits oeufs gros comme une noisette — pourrissent ou se dessèchent et deviennent tout-à fait durs. (3. 4. 5. 6.)

a) Le cordon mycélien, après avoir pénétré dans les racines (quelquefois plusieurs se développent en même temps dans la même racine) s'allonge, et finit par les transpercer de part en part en passant par toute sa longueur (fig. 1.) en absorbant naturellement les tissus et en poussant librement de place en place, des ramifications. Il ne reste de la racine que l'écorce dévastée, évidée. (Planche I. fig. 4.)

La racines minces brunissent sous l'action du mycélium, puis, se pourrissent.

La partie extérieure enliégée de l'écorce fortement avariée, entoure alors, comme d'un large tube, le cylindre de bois qui est détruit petit à petit, et à la place duquel le mycélium finit par s'installer.

Dans les racines d'environ 5 mm. de diamètre ou davantage, on trouve le plus souvent (lorsqu'il ne reste plus que la couche extérieure fortement enliegée) non pas un, mais un grand nombre de cordons mycéliens plus ou moins gros. Cependant, le mycélium semble ne pas pouvoir achever assez vite la ruine des racines attaquées, car les parties exclues de la circulation se pourrissent avant que le mycélium ait absorbé leur contenu. On

n'observe la macération dont nous avons parlé plus haut, que dans les cas où un grand nombre de cordons mycéliens agissent de concert et absorbent vite tout ce qui est susceptible de l'être.

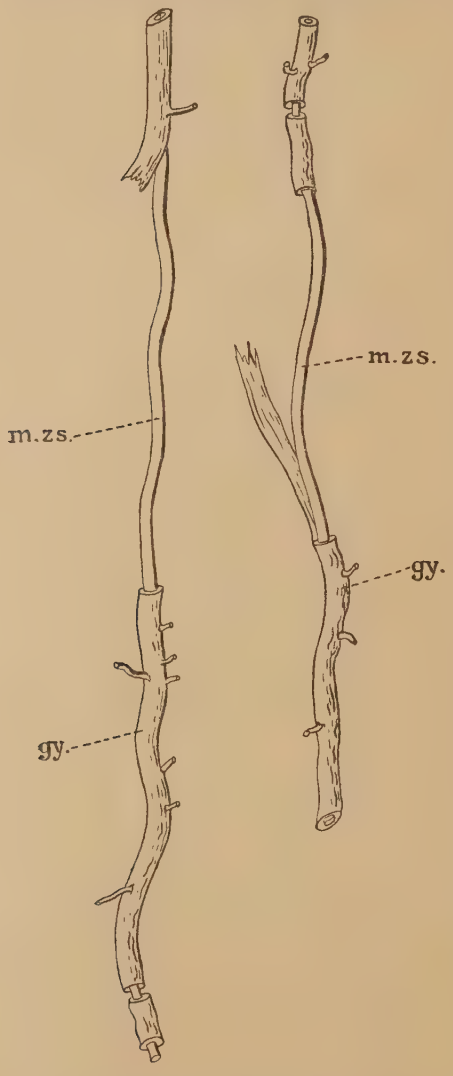


Fig. 1.
Le cordon mycélien de l'Impudique (m. zs.) transperce de part en part la racine de la vigne (gy.). Grand. natur.

On peut parfaitement, avec de grandes précautions, arracher du sable, de pareils spécimens et c'est à cette façon de procéder, que nous sommes redevables des observations prouvant le parisitisme de l'impudique.

L'écorce de la racine ainsi ravagée, se détachant très facilement, se tendant et éclatant de place en place, par suite de la croissance du cordon mycélien, c'est à peine, si on peut relever trace de racines sur le mycélium portant déjà des champignons développés ou éclos. Semblable à un ver, le cordon de mycélium sort en rampant, du tube de la racine vide et morte, et on le trouve sortant plus loin dans le sable. Après avoir tué son hôte, il abandonne son abri et ne présente que sur quelques points de sa surface, de légères traces de racine.

b) Parfois, le mycélium tisse un réseau autour de la racine (Planche I, fig. 3, 9, 10). L'opération se fait de la façon suivante: plusieurs cordons mycéliens se collent à la racine et lancent en différentes points, des suçoirs dans la racine.

c) Quand les cordons mycéliens grossissent continuellement et se réunissent pour se développer ensemble, ils enveloppent alors la racine partiellement ou entièrement ; ainsi, les racines sont recouvertes par des gaînes mycéliennes étroites. (Fig. 2.)

d) Parfois encore, le mycélium grandit, pressé, adossé contre la racine, mais, de façon à laisser croire à l'oeil, qu'il n'est point en relations étroites avec elle, tandisque l'examen microscopique révèle clairement ses ravages.

Il existe entre ces différents cas, des états intermédiaires les plus divers.

Il n'est pas rare de rencontrer de minces racines auxquelles adhère un cordon mycélien si gros, que la racine disparaît entièrement dans le mycélium, qui émet dans la racine des branches suçoirs. Le suçoir mycélien pénétrant dans la racine, en consomme le liber mou et suivant les rayons de la moëlle, pénètre dans la partie ligneuse en transperçant le bois, dans toutes les directions.

Le cordon mycélien entièrement développé, s'enfonce plus tard tout seul dans la terre et, au bout d'un certains temps, rien ne trahit son origine car les dernières traces de racine ont disparu.

Mais on est parvenu à prouver, qu'en pareils cas, le cordon mycélien mûr cherche lui-même un nouvel aliment et que, s'il rencontre, chemin faisant, une racine de vigne vivante, il se jette sur elle, lui enfonce ses suçoirs et continue à se développer en y puisant sa nourriture. (Planche I, fig. 5.)

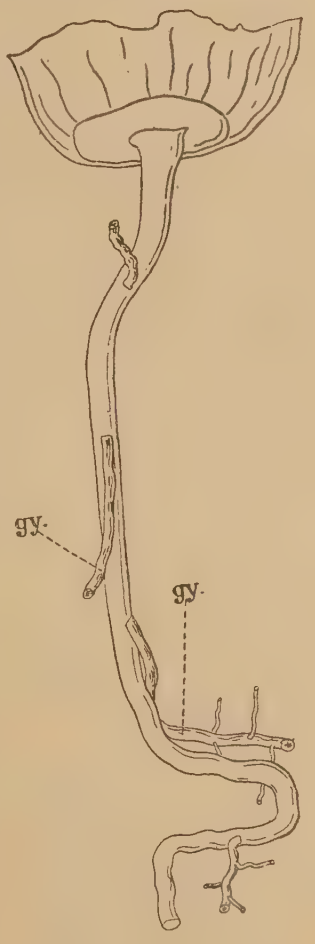


Fig. 2.

Base d'un oeuf éclos. Le cordon mycélien fortement développé enveloppe entièrement la racine. Grand. nat.

Le mycélium ne réclame pas d'ailleurs une norriture exclu-

sivement parasite. S'il n'y a pas assez de vignes dans son voisinage immédiat, il se contente de l'échalas.

J'ai trouvé en Septembre sur l'échalas d'un pied Zöld Sylváni, un magnifique mycélium qui formait à l'extrémité pourrie de l'échalas, une couche compacte de 3 mm. d'épaisseur. Contre cette couche spongieuse de mycélium blanc se pressait un long cordon de 30 cm. environ (a) portant à son extrémité, un champignon vigoureux fané. (Planche I, fig. 12.)

Il s'agissait évidemment d'un cordon secondaire, bifurcation latérale d'un cordon producteur d'oeufs, plus fort, plus vieux (b), qui avait crû en bas perpendiculairement et qui extrait du sol, mesurait 54 cm. de longueur. L'échalas qui, en son temps, avait été goudronné sur une longueur de 30 cm. n'était pas en cette partie, atteint par le champignon; mais le mycélium avait enserré, de la façon que j'ai décrite plus haut, les parties supérieures.

D'après les observations que j'ai faites jusqu'à ce jour, je considère comme très probable que le mycélium qui d'abord ravage les racines de la vigne, ne se jette sur le tronc de la souche, qu'après avoir dévoré les racines et s'attaque ensuite aux tissus vivants mieux protégés et parconséquent plus difficiles à atteindre.

Quoi qu'il en soit, le mycélium de l'Impudique n'est pas trop exigeant, il recherche dans les gazons du bord des routes les rhizomes de Chien-dent[26] s'y enfonce, se développe à l'intérieur du rhizome ou en enserre les racines. (Planche I, fig. 13.)

Appareil végétatif du parasite dans les racines.

Dans les racines de la vigne, le mycélium, appareil végétatif de l'Impudique se trouve sous deux formes: 1. en forme de feutre léger mycélien, composé de filaments extrêmement fins, 2. en forme de pelotes cordonnées d'épaisseur différente.

1. Le feutre léger en filaments tenus est, à vrai dire, la partie destructive. Il s'étend dans l'écorce sous le phellogène secondaire, parfois aussi, en dehors. Il se compose de filaments extrêmement tenus de 1—1·5 μ de diamètre et présente en coupe

[26] Agropyrum repens (L.) Palisot-Beauvois.

transversale, une zône qui recouvre vraiment le cylindre central comme d'une gaîne.

Le véritable siège des ravages est le mestome, le liber mou. Cette gaîne mycélienne (large de 20—28—40 μ) disparaît ordinairement quand elle a ravagé, dévoré ce tissu nutritif. Ses filaments, en masse compacte, sont lisses à l'état jeune, plus tard, ils sont recouverts de cristaux, irrégulièrement développés, qui forment de petits corps réfringents et qui plus tard, après la dissociation des filaments demeurent, et marquent la place occupée par le mycélium disparu.

Sur le côté extérieur de la zône mycélienne, dans la partie plus légère, se trouve une quantité considérable de tanin en forme de globules (de 30 à 40 μ de diamètre). Ces globules ainsi que les débris bruns qu'on voit entre eux sont les restes des tissus détruits.

La zône mycélienne corticale, dont il est question, pousse ensuite des rameaux dans le cylindre central, en suivant les rayons médullaires.

2. Les pelotes cordonnées de mycélium se développent plus ou moins parallèlement à l'axe longitudinal de la racine, et serpentent jusqu'au bout dans l'écorce. Elles correspondent exactement aux branches des cordons extérieurs, qui s'appliquent le long des bords de la racine.

De Bary[27] donne la description suivante du mycélium se développant dans le sol:

«Die im Boden kriechenden Stränge von *Phallus impudicus* erreichen eine Länge von mehreren Fuss, eine Dicke von bis 2 mm. Ein Querschnitt durch die stärkeren Aeste lässt eine dünne, feste, weisse äussere Lage oder Rinde und einen von dieser umschlossenen, dicken Cylinder von bräunlicher Farbe und gallertigem Aussehen (Mark) unterscheiden. Die mittlere grössere Partie der Marksubstanz besteht aus einem zähen Gallertfilz, dessen Hyphen longitudinal, leicht geschlängelt verlaufen und von ungleicher Dicke sind. Der äussere Theil der Marksubstanz wird ausschliesslich von dickeren Fäden gebildet. Die Rinde besteht aus einigen wenigen Lagen weiter, dünn-

[27] De Bary l. c. p. 24.

wandiger Hyphen, welche in engen Schraubenwindungen fest um den Markcylinder gewickelt sind, wie der Draht einer umsponnenen Saite. Man erkennt leicht, dass diese Fäden von den peripherischen Elementen des Markes als Zweige entspringen, bogig nach Aussen laufen und dann in das Geflecht der Rinde eintreten. Sie treiben an der Oberfläche kurze abstehende Zweiglein, welche dem Strange ein kurzhaariges Ansehen verleihen. Die ganze Oberfläche des Stranges ist mit oxalsaurem Kalk bedeckt.»

Le cordon mycélien situé dans la racine a généralement, la même structure que celui qui s'est développé librement dans le sol, mais il est plus mince. Il se compose de plusieurs couches et a un diamètre moyen de 300 à 400 μ. (Planche III, fig. 27.)

a) J'appelle moëlle, sa partie intérieure composée d'hyphes ondulées (8—12—20 μ de large) courant parallèlement (i) à l'axe. Leur membrane cellulaire est très réfringente, légèrement gonflée et a une épaisseur de 1·5 μ. Quelques unes sont remplies d'un contenu jaune brunâtre, ce sont probablement des hyphes claviformes sécrétrices,[28] elles n'ont été jusqu'à ce jour trouvées que dans la partie du péride et dans la tige. Elles se rencontrent principalement dans la périphérie.

Les hyphes de la moëlle, rondes ou plus ou moins polygonales, envoient des branches latérales plus fines dans les méats qui se présentent entre elles. La largeur moyenne de la partie dite moëlle est de 200 μ.

b) La moëlle est bordée par une couche, large de 12 μ, composée de filaments minces, comprimés, et qui s'enroulent autour d'elle (2).

c) Au-dessus, vient la couche légère, cristallifère (3), qui se compose de filaments larges de 2—3 μ (on voit sur les filaments, des boucles), est remplie de farine cristallinique, et de formations très anguleuses et réfringentes (glycogène?). Par endroits, on voit dans cette couche, des sphaerites d'oxalate de chaux.

[28] Bambeke Ch. Recherches sur la morphologie du Phallus (Ithyphallus) impudicus (L.). Bulletin de la Société Royale de Botanique de Belgique. XXVIII. I. partie. 1889. p. 40 et sq. Planche III.

d) La couche extérieure (4) est très légère et se compose de filaments hérissés, saillants. Cette partie, réunie avec la précédente, a une largeur d'environ 80 μ. et tout le cordon a alors une épaisseur de 360 μ.

La couche cristallifère et la zône entourant le cordon, correspondraient ensemble à l'écorce du cordon mycélien qui, semblable à un tuyau de câble, est recouvert d'enveloppes (trois) de différentes catégories.

A notre avis, l'écorce extérieure absorbe, la moëlle emmagasine, et la couche mince couvrant la moëlle, sert à la communication.

La couche cristallifére (3) demeure ordinairement incolore, si nous en traitons les sections par des matières colorantes, c'est la couche mince, recouvrant la moëlle qui se colore le plus (2).

L'écorce des cordons mycéliens, développés en liberté, contient beaucoup de petits morceaux de silex et sert comme d'appareil absorbant.

Dévastation de la racine.

Le mycélium en se répandant dans la racine en détermine la pourriture. Les ravages apparaissent tout d'abord dans le liber mou. La masse qui le traverse, est très fine et dévore entièrement les tissus. Cette masse d'hyphes se réunit par endroits en faisceaux, et dès qu'elle a achevé la dévastation se dissout partiellement, et, seule, la farine cristallinique reste à sa place, tandisque l'autre partie continue à se développer, recherche de nouveaux tissus et se presse contre le cylindre du bois.

Dans les racines plus âgées, où la formation de tissus secondaires a déjà commencé, le mycélium exerce également ses ravages dans l'écorce primaire et secondaire. Il est beaucoup plus rare de le voir ravager une seule de ces deux parties (en deçà ou au delà du phellogène secondaire). Ceci d'ailleurs, ne dépend pas tant de l'âge et du développement des racines, que de l'intensité des attaques extérieures. Quand plusieurs cordons mycéliens s'emparent de la racine et y plantent un grand nombre de suçoirs, l'infection est dans ce cas, beaucoup plus forte :

1 parce que les suçoirs après leur pénétration continuent à se développer sous forme de cordons mycéliens internes et

2 parce qu'ils produisent par endroits un mycélium fin, qui dissout et détruit plus rapidement les tissus favorables à sa nutrition. Avant tout, les cellules conductrices de matières albuminoïdes (liber mou) et le parenchyme riche en amidon, sont détruits ; c'est alors seulement que vient le tour des rayons médullaires et du cylindre de bois, où naturellement le parasite doit lutter avec de plus grandes difficultés.

Dans les radicelles de moins de 1 mm. d'épaisseur, on ne peut guère suivre la marche des ravages, car de si jeunes radicelles pourrissent vite et disparaissent, pour ainsi dire entièrement. Cependant, quand des racines secondaires se forment, on peut constater directement, que les hyphes, originaires de racines mères plus âgées, pénètrent alors immédiatement dans le liber mou.

Destruction des racines minces, de 1 à 1·5 mm. La zône mycélienne (m^1) située au-dessous du phellogène secondaire (ph^2) absorbant le liber mou, se jette sur le cylindre de bois (planche II, fig. 15). Dans quelques cas, cette zône mycélienne demeure à la place qu'elle occupait tout d'abord, c'est de là qu'elle pousse une forte pelote (m. l.) en forme de pied, sur le cylindre de bois, qui se développe autour du dit cylindre (m^2).

Les coupes faites au microtome sur les matières préparées présentent alors les restes de l'écorce subérifiée (k), sous la forme d'un ruban mince, le cordon mycélien (zs) y adhérant, ainsi que le phellogène secondaire avec la couche de liège et la zône mycélienne.

Mais outre les tissus indiqués, il n'y restait que le cylindre de bois, entouré de quelques cordons mycéliens obliques (m. zs.) ce qui prouve, que ceux-ci on également participé au ravage. A la place du liber et de l'écorce secondaire dévorés on peut voir la farine des cristaux (k. l.), reste des hyphes dissoutes.

La zône d'hyphes (m^2) se développant ainsi autour du cylindre de bois, envoie, dès maintenant, des branches à travers les rayons médullaires, dans le corps ligneux qu'elle détruit complètement.

Des pelotes d'hyphes réfringentes jaune pâle, à filaments très fins, (m) pénétrant de la périphérie, se répandent entre les vaisseaux ligneux, en suivant les rayons médullaires et creusent

Fig. 3.

Coupe transversale d'une racine attaquée par l'Ithyphallus. La zône mycélienne (m) embrassant le cylindre de bois, prend son origine d'une pelote (m. p.) adossée directement au corps de bois. Le liber est parfaitement détruit, à sa place on remarque de la farine de cristaux (kl). Les rayons médullaires sont également dévastés. Zeiss: ocul. II, object a/3. Grossiss. 50.

véritablement le corps ligneux, en se dirigeant toujours vers le centre (planche III. fig. 24).

Dans la figure citée, les tissus qui sont entre l'écorce

détruite (k) et le cylindre central, ont déjà été tous dévorés, c'est pourquoi le liège, est précisément situé à une assez grande distance des autres parties de la racine. A la place du liber mou, il y a partout beaucoup de farine de cristaux (k. l.) et de globules brunes de tanin.

Il peut cependant arriver, que le cylindre de bois, soît attaqué par une branche plus mince du cordon (Fig. 3. p. m.), qui, adossée directement au corps du cylindre de bois, l'entoure, l'embrasse parfaitement, et le détruise par ses branchelettes centripétales.

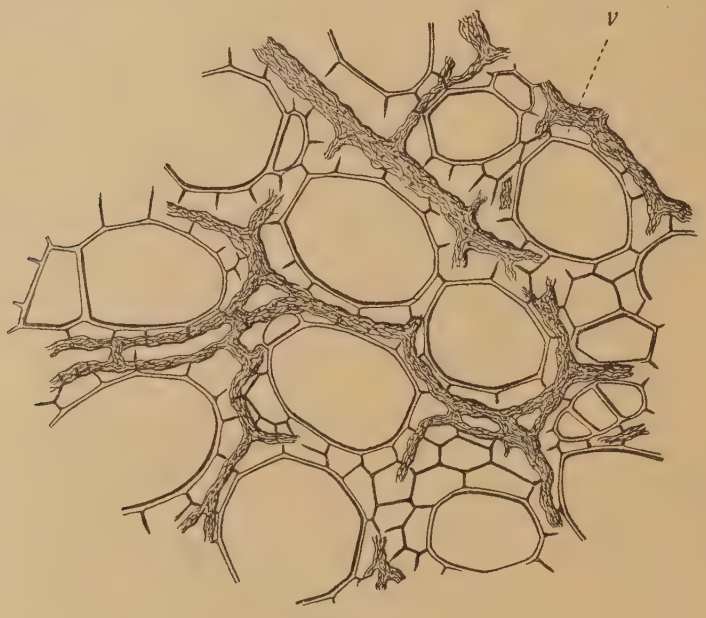


Fig. 4.

Les pelotes mycéliennes, en pénétrant parmi les vaisseaux ligneux, détruisent les éléments du bois, dont seuls les squelettes des vaisseaux restent, (v). Zeiss : ocul. IV, object. E. Grossiss. 680, réduit à 2/3.

Sous un fort grossissement, on remarque parfaitement que dans les racines attaquées de la sorte, tous les éléments ligneux sont détruits (Fig. 4.), et qu'il ne finit par demeurer que les minces squelettes des vaisseaux ligneux, sur lesquels les cloisons latérales des cellules parenchymatiques etc. forment saillie, à la façon de minuscules arêtes, (v).

Dans les racines ligneuses plus âgées et plus fortes (épaisses de 2—2·5 mm.) la dévastation apparaît différemment. Si nous observons de fortes sections (de 60 μ) nous voyons que le bois est désorganisé, comme si on l'avait macéré. La membrane de tous les éléments s'est gonflée de telle sorte, que les couches et les stries se désagrègent.

En un mot, la décomposition a déjà atteint son maximum. Dans des racines pareilles, il n'existe plus d'autre tissu que le corps ligneux dévasté, et la partie extérieure subérifiée de l'écorce.

Mais avant que les choses en arrivent à ce point, dans ce cas là également, le liber a été détruit tout d'abord (Planche II, fig. 16) et à sa place, on voit encore la masse jaunâtre du mycélium, qui commence à ronger les rayons médullaires, s'ouvrant ainsi un chemin à l'intérieur du cylindre central.

Dans les racines plus fortes (4 mm. de largeur) et par conséquent plus ligneuses, l'image des ravages est différente (Planche II, fig. 14). Le corps ligneux y tombe en ruines, mais les rayons médullaires (bs) ont jauni et restent, reliés (b) par la moëlle (remplie de tanin brun rougeâtre) sous forme d'étoile, tandisque le bois a disparu. On voit encore dans les rayons médullaires jaunis les tubes à raphides, et la membrane de certains groupes de cellules (remplies de tanin) s'est entièrement brunie. En outre, les tissus ravagés, sont parfaitement vides.

Dans ces racines (4 mm. d'épaisseur) sous le périderme (p), présentant par endroits de fortes pustules subérifiées, l'hypoderme collenchymatique (coll.) est ravagé, ses strates qui restent sont comprimées et une masse jaunâtre de minces filaments mycéliens s'y est établie en son temps. Cette masse de mycélium (m) commence déjà à se dissoudre et, à sa place, il ne reste autre chose qu'une masse de farine de cristaux (k. l.) et des sphaerites à facettes, parsemées çà et là (42 μ de diam.) ainsi que des corps amorphes très réfringents.

Les îlots mycéliens, situés dans l'hypoderme de l'écorce primaire, sont alors presque complètement exclus, car le phellogène secondaire a déjà produit un liège de 5—6 couches (ph^2), le liber situé au delà, a déjà dépéri (h), mais les rayons médullaires ont produit de nouveaux tissus remplaçants, composés de cellules quadrangulaires jaunâtre-brunâtre (t). Le rôle de défense

est nettement exprimé dans ce cas, par le cloisonnement des rayons médullaires dès le commencement de la maladie, ce qui prouve évidemment qu'une racine vivante a été attaquée par le champignon parasite. Cependant, celui-ci a continué son oeuvre destructrice. Les rayons médullaires sont déjà remplis d'hyphes très fines, ce qui provoque la désorganisation ultérieure des ces rayons.

Les hyphes se répandant parmi les vaisseaux ligneux (e) déterminent la décomposition du tissu ligneux. Et, alors même que les filaments mycéliens se sont déjà dissous, la farine cristallinique reste toujours pour trahir leur trace. On ne constate que très rarement, une formation de thylles dans les vaisseaux ligneux, mode de défense que j'ai observé dans les pousses attaquées par le Rot-livide, c'est-à-dire, la soudure des thylles.[29]

Infection ultérieure. Les cordons mycéliens du parasite qui se pressent contre la racine, lancent de nouveaux suçoirs dans les racines déjà considérablement ravagées, ce qui prouve que la destruction se poursuit sans interruption. L'écorce subérifiée de semblables racines (Planche III, fig. 25), est déjà en voie de décomposition et l'on n'en voit plus que des fragments (k); le liège (ph^2) du phellogène secondaire présente l'aspect d'un ruban froissé, les tissus parenchymatiques sont digérés, les vaisseaux ligneux (e) dispersés dans des débris mêlés de farine cristallinique (kl.). Quoi qu'il en soit, les quatre ou cinq cordons, adossés contre la périphérie de la racine, envoient de nouveaux suçoirs, (sz.) envahissent le tube cortical presque vide, pour chercher encore des aliments. Ainsi, le suçoir représenté par notre dessin, se bifurque aussitôt à sa base, pour former de nouvelles pelotes absorbantes.

Le mycélium fin s'étend partout, traverse tous les éléments ligneux, et abonde particulièrement dans les vaisseaux ligneux, qui en sont pleins.

La relation entre les tissus cesse bien vite, les parois des éléments histologiques étant dilacérées, la ruine est complète.

[29] Istvánffi Gy. de. Etudes sur le rot livide de la Vigne. Annales de l'Institut Central Ampélologique Roy. Hongr. Tome II. 1902. p. 66. Pl. VIII. fig. 47.

Sur les parois des vaisseaux ligneux, les fines hyphes creusent des sillons peu profonds ; si l'on teint avec des matières susceptibles de révéler la pectine, on remarque que, seuls les intervalles entre les sillons se teignent. On n'y rencontre que très rarement, un tissu de thylles protectrices. Dans l'hypoderme de l'écorce, les filaments transpercent les parois des cellules, et se propagent ainsi de cellule en cellule. Le tanin ne joue ici aucun rôle digne de remarque, il est plus abondant dans la moëlle et au pourtour du mycélium situé dans l'écorce (Planche II, fig. 16 et Planche III, fig. 25), c'est-à-dire dans le parenchyme qui se trouve autour du phellogène secondaire. On peut encore voir dans les racines entièrement décomposées, une partie du tanin dans le voisinage du liège. Les globules de tanin (8—20—24 μ de diamètre) sèches, sont entourées d'une couche plus solide de matières tanniques ressemblant à une paroi forte et résistante.

Dépérissement du pied. J'ai choisi comme sujet dans mes recherches le pied dessiné à la planche I. fig. 8. Le tronc porte trois gros oeufs et est entouré de fort cordons mycéliens, dont les filaments les plus fins, pénètrent en outre dans l'écorce. Ce pied, d'ailleurs, était vivant et portait des sarments à feuilles vertes. Le rythidome, avec ses nombreuses couches, était déjà entièrement brun et fendillé. Du mycélium se trouvait dans les rayons libériens, par où il pénétrait dans les autres parties du liber, dont les membranes étaient déjà brunes ou jaunes.

Le mycélium fin était particuliérement abondant à la limite de l'écorce et du bois, et ramollissait considérablement les liens entre ces parties. Les masses d'hyphes incolores, fines, attaquaient complètement les bords du bois, qui examiné en section transversale, était rayé de brun, les anneaux de la périphérie étant d'un brun plus foncé.

Le mycélium occupant les bords du bois, pénétrait dans les rayons médullaires et de là, dans les vaisseaux ligneux. Quelques uns en étaient complètement obturés (fig. 5), tandisque d'autres étaient gonflés par les cristaux demeurés après la disparition des hyphes. Une section transversale montre que la plupart des hyphes sont tendues, on les reconnait d'ailleurs d'une façon certaine, aux cristaux qui les pointillent.

Dans les éléments ligneux, dont les parois ont bruni, le tanin apparaît en grande quantité. D'ailleurs, on remarque dans les vaisseaux ligneux, outre les hyphes de l'Impudique, et en moins grand nombre, des hyphes brunes plus grosses, qui appartiennent à d'autres champignons.

La décomposition de la partie ligneuse s'étend donc éga-

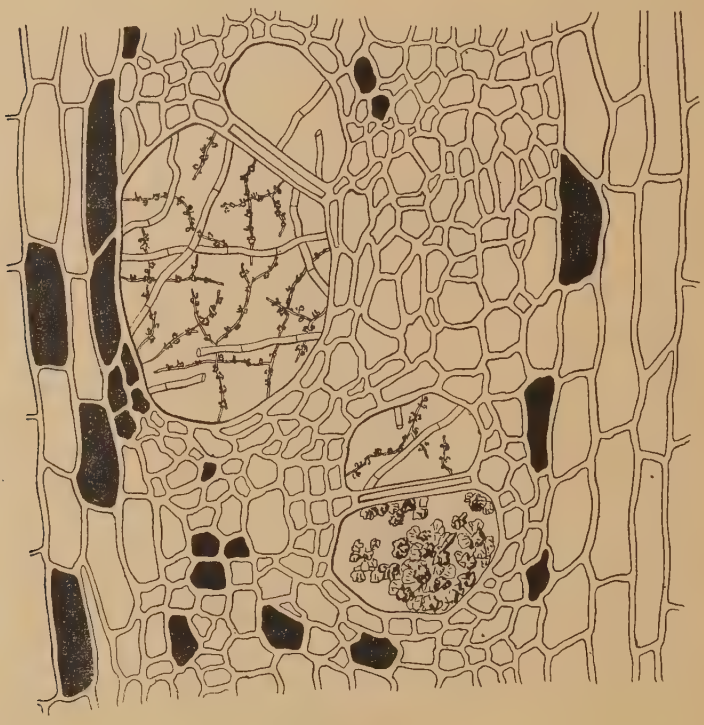


Fig. 5.

Partie d'un tronc de Vigne envahi par l'Ithyphallus. Dans le vaisseau supérieur, on remarque les hyphes fines du parasite, recouvertes de corps cristalliniques; les hyphes plus épaisses appartiennent à d'autres champignons. Le vaisseau en bas est rempli de débris cristalliniques, les hyphes sont déjà dissoutes. Les cellules en noire contiennent du tanin. Section transversale.
Zeiss: ocul. II., object. E. Grossis. 390.

lement de la périphérie au centre, et elle est visible à l'oeil nu, au brunissement des zônes devastées.

Ravages dans l'échalas. L'Impudique, ainsi que je l'ai dit précédemment, attaque aussi l'échalas de vignes malades. Le bout planté en terre, pourrit et devient si mou qu'on peut l'ef-

friter avec les doigts. Son bois est presque incolore et renferme une quantité considérable de filaments blancs très fins. Si nous le coupons au couteau, on dirait qu'il est marbré. Le bout de l'échalas de hêtre en question, était, en grande partie décomposé (Fig. 6. 7.); dans les vaisseaux ligneux plus sains, on voit, encore de la farine cristallinique provenant du mycélium dissou.

Les liens entre les cellules sont très légers, notamment, aux bords de l'échalas, de telle sorte que dans des sections,

Fig. 6.

Fig. 7.

Fig. 6. Coupe transversale d'un échalas de hêtre, envahi par l'Ithyphallus. Les vaisseaux de bois renferment beaucoup d'hyphes, recouvertes de cristaux, en outre, on remarque encore des spores d'un autre champignon. Les cellules en noir sont remplies du tanin. Zeiss: ocul. II., object. E. Grossiss. 390.

Fig. 7. Coupe longitudinale du même échalas. Même grossiss.

les cellules sortent de leur place. Rappelons, en outre, que, par endroits, des cavités plus grandes apparaissent également, et sont remplies d'excréments semblables à ceux du Coepophagus.

Cristaux. Les hyphes sont recouvertes de petits groupes de cristaux ou de petits corps anguleux (cristaux incomplets) d'oxalate de chaux.

J'ai toujours remarqué sur les hyphes les plus fines (à

peine 1 μ) de petits nids de cristaux (Planche II. fig. 20.), tandis que les filaments plus gros étaient ornés de colonnes fort bien développées (larges de 1 μ et longues de 6 μ), et fixées, ordinairement par 5 ou 6 en un point (Planche II. fig. 21).

Sphaerites. De Bary a décrit (l. c. p. 12) les sphaerites de l'Ithypallus caninus. D'après lui, les hyphes étroites, cylindriques, sont interrompues de cellules renflées en forme de bouteille ou sphérique, presque entièrement remplies d'un corps rond d'oxalate de chaux, brillant, rayonné et cristallisé.

Le mycélium de l'Impudique, ainsi que je l'ai montré, produit également des sphaerites. Cependant, leur structure diffère de celle des sphaerites de l'Ithyphallus caninus.

Les sphaerites de l'Impudique ne se composent pas ordi-

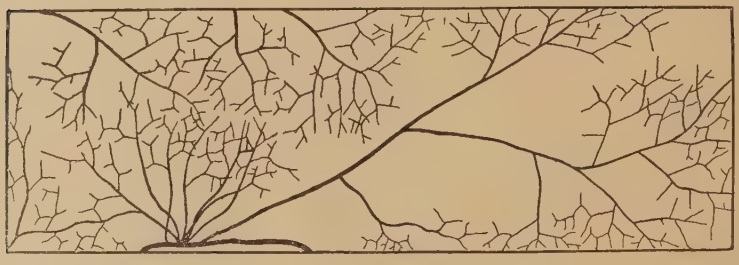


Fig. 8.

Filaments fins du système mycélien de l'Ithyphallus développé sur un échalas, se subdivisant. Dessin mi-théorique. D'après nature, réduit des deux tiers.

nairement de cristaux-aiguilles très fins, mais de fortes colonnes dont le bout inférieur se dirige vers le centre, tandis que l'autre bout, nettement visible, est recouvert d'une pyramide. (Planche II. fig. 18 et 19.)

Les sphaerites sont enveloppés d'une membrane cellulaire, d'où sortent quelques têtes de colonne. La différenciation se fait graduellement, car on trouve des sphaerites, dont le contenu ne s'est pas encore complètement cristallisé, mais forme, dans la cellule ronde, des nids plus petits.

Mycélium. Le système mycélien du champignon ressemble à un fil blanchâtre rose-clair (Fig. 8) s'étendant en forme d'éventail, et se subdivisant en filaments excessivement fins et qui se terminent en duvet très mince. Les commencements des fruits

apparaissent au bout des filaments (Fig. 9). L'extrémité d'un fil devient arrondi en forme de massue, prend ensuite une forme sphérique et quand il est gros comme un pois, on découvre en lui, la différenciation des principaux tissus. Ces filaments fertiles grossissent au fur et à mesure du développement, et donnent naissance aux forts cordons mycéliens, qui porteront plus tard les oeufs et semblent être la racine de l'oeuf. Dans la réalité,

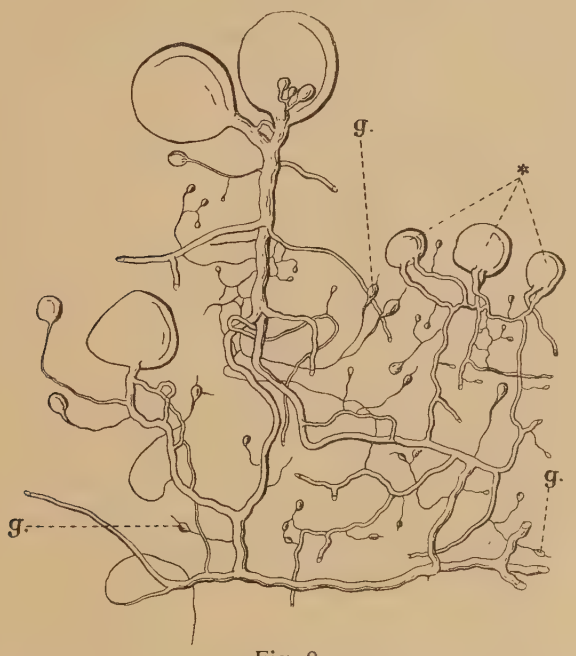


Fig. 9.

Partie d'un mycélium de l'Ithyphallus impudicus en fructification et portant des oeufs. A leur origine ils sont arrondis, de la grosseur d'une tête d'épingle — puis d'un pois — puis d'une noisette. Les formations marquées d'un g, sont les tubercules-mycéliens, observés récemment. Quelques uns jeunes commencements d'oeufs sont issus (*) de deux cordons. (Juin). Grandeur naturelle.

c'est exactement le contraire qui se produit: des filaments très fins, produisent les commencements des oeufs et, plus tard, quand le cordon mycélien aura atteint une longueur de 30—40 cm., il s'éloignera du mycélium duveteux d'origine.

La différence est d'autant plus frappante que les cordons eux-mêmes, se bifurquent, et forment, ainsi un nouveau thalle. La

fig. 9 montre, que dans des conditions favorables, de petits oeufs peuvent se former en grand nombre, sur leur thalle commun. Parmi les filaments du mycélium, quelques uns portent un renflement, (g) au sommet, duquel perce le bout du filament. Ce sont les tubercules du mycélium, dont je n'ai trouvé nulle part la description.

Ainsi (fig. 9), les commencements des oeufs, en cas favorable, apparaissent en très grand nombre sur le mycélium en voie de reproduction et se distinguent parfaitement des tubercules dont je viens de parler, car ils ne présentent jamais, en leur sommet, de formations saillantes poilues.

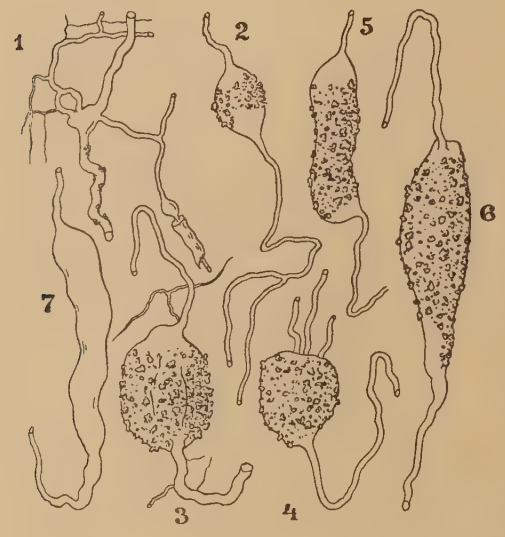


Fig. 10.

Tubercules de mycélium: 1. partie du mycélium dont la branche à droite s'enfonce dans une racine et porte un renflement, le jeune tubercule, 2. 3. 4. tubercules ovales, 5. tubercule allongé, 6. tubercule en forme de fuseau, 7. tubercule en forme de légume. Grossiss. 5-fois.

La structure des plus jeunes oeufs (de 1 mm. ou moins) est encore très simple. De minces hyphes se tissent ensemble, très légèrement, de sorte qu'il reste entre elles, de larges lacunes. Une couche large de 40 μ. formée de filaments tenus, très fortement enchevêtrés, entoure cette masse centrale d'hyphes d'un diamètre de 140 μ, qu'on peut appeler la moëlle et, est extérieurement recouverte d'une écorce étroite, large de 20 μ et remplie de cristaux très grossiers.

Le diamètre total d'un oeuf dans cet état est donc de 260 μ. Le mince cordon mycélien, au bout duquel est fixé le petit oeuf a la même structure, il n'est donc pas encore aussi différencié, que le cordon plus âgé, représenté dans la fig. 27 de la Planche III. Le diamètre du cordon mycélien reproducteur

est de 70 μ et son écorce à cristaux de 25 μ. Ce commencement d'oeuf est donc beaucoup plus jeune que celui du Mutinus caninus dessiné par E. A. Burt (l. c. Planche XVII, fig. 1), dont les dimensions correspondent à celui-ci, mais dont la structure est différente.

Tubercules de mycélium. Au printemps de 1903, le 29 Avril nous avons trouvé des formations tuberculeuses particulières sur du mycélium d'Impudique (fig. 10). Au milieu des racines d'un pied de Cabernet, à une profondeur de 25 à 35 cm. et à une distance du pied, de 30 à 40, des tubercules ovales (2—4), des

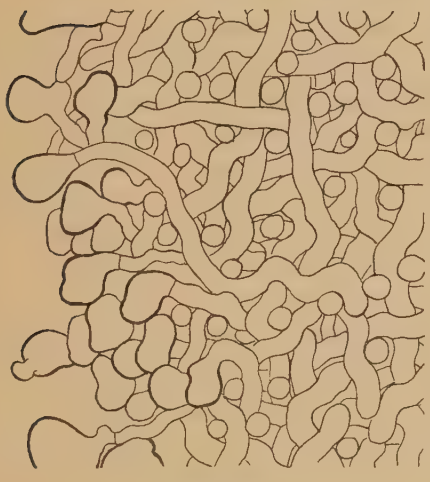


Fig. 11.

Section transversale d'un tubercule mycélien. Les filaments, formant l'écorce sont gonflés et brunis à leur bout extérieur. Zeiss : ocul. II, object. E. Grossiss. 390.

Fig. 12.

Section longitudinale d'un tubercule. La partie dessinée représente le tissu de l'intérieur préparé à l'aiguille. Les extrémités de filaments se bifurquent et se gonflent. Zeiss : ocul. IV., object. E. Grossiss. 680.

renflements de forme plus allongée (5), sont apparus sur des faisceaux ou des cordons de mycélium. La plupart s'étaient développés d'une façon intercalaire, mais quelques uns s'étaient formés à l'extrémité du fil. Quelques uns aussi affectaient la forme d'un fuseau (6), d'autres celle d'un légume (7).

Toutes ces petites formations, étaient recouvertes sauf aux deux extrémités, d'une écorce brune et dure, qui contient beaucoup de particules de sable. Sur 10 spécimens recueillis jusqu'à ce jour, un seul était entièrement lisse et blanc.

D'ailleurs, ce pied de Cabernet était vivant, portait des pousses, mais les feuilles maladives étaient déjà brûlées tordues, (signe certain d'une affection des racines). Les racines et le col portaient un grand nombre de filaments mycéliens d'Impudique.

La structure microscopique des tubercules est fort simple, leur corps est formé d'hyphes d'une grosseur moyenne de 8 μ, qui serpentent parallèlement à l'axe. L'écorce se compose de filaments plus minces, à paroi brunie (fig. 11). La cellule terminale de beaucoup d'entr'eux est gonflée. L'écorce est mince, contient beaucoup de cristaux-aiguilles, ou de cristaux-colonnes plus gros. Des cristaux semblables et des formations amorphes, anguleuses incolores (glycogène) peuvent également se trouver dans la partie intérieure.

En préparant à l'aide d'aiguilles, le tissu des tubercules (fig. 12), on voit aussitôt que l'extrémité des filaments se bifurque le plus souvent, et que les branches se gonflent plus ou moins. Ces filaments à contenu fin et granulé, ressemblent aux «Hyphes claviformes» décrites par BAMBEKE.[30] CORDA, BONORDEN, ROSSMANN citent les hyphes en question, et d'après BAMBEKE elles ressemblent aux hyphes lacticifères.

Quant à moi, je crois devoir les classer également dans le groupe des organes sécréteurs.

Je ne dispose pas actuellement, de renseignements plus précis sur les hyphes, constituant le corps des tubercules mycéliens, parce que je n'ai pu opérer sur une matière fraîche. Les tubercules, ainsi que le mycélium fertile avaient été fixés, pour les recherches.

Période d'éclosion. L'éclosion des oeufs de l'Impudique se produit à des époques très différentes. Afin d'avoir quelques éclaircissements à ce sujet, des oeufs de diverses dimensions ont été enlevés du sable de façon, à ce que le cordon mycélien fertile fût enfoui sur toute sa longueur. Ensuite, on a replanté les oeufs dans du sable humide (en laboratoire), de telle sorte que leur sommet soit libre, car ils sortaient déjà du sable dans leur habitat.

[30] BAMBEKE CH. VAN. Recherches sur la morphologie du Phallus (Ithyphallus) impudicus (L.). Bulletin de la Société royale de Botanique de Belgique. XXVIII. 1889. I. partie. p. 42—46.

Remarquons que dès que le péride (c'est-à-dire la couche extérieure du volve) entre en contact avec l'air, il devient d'une couleur violette-rougeâtre sale, de plus en plus foncée.

Dans les vignobles, l'éclosion des oeufs, à air libre, demande beaucoup de temps, les oeufs développés sur le col de la souche et ceux qui apparaissent au-dessus du sol, demeurent parfois quinze jours sans changement apparent, malgré les pluies tombées dans l'intervalle.

Les oeufs sur lesquels nous avons expérimenté en laboratoire, ont été mis sous cloche et conservés à l'humidité. En ce qui concerne l'éclosion, nous avons remarqué, que depuis le moment où éclate le volve, jusqu'au parfait allongement de la tige, le temps le plus court a été de 1 heure, et le plus long de 7 jours. Mais, dans ces 4 jours, jamais plus d'un seul n'a été nécessaire à l'élongation, et il s'écoule donc plus de temps entre la rupture du volve et l'apparition de chapeau, que pendant l'extension du pédicelle, qui s'effectue relativement assez vite. Ainsi, sur un oeuf recueilli le 26 Mai, des fissures longitudinales sont apparues le 29, le 30 pendant la nuit le chapeau est sorti, le 31 à 9 heures du matin le pédicelle avait 3 cm. et à 11 heures (du matin), il atteignait sa longueur complète.

Un oeuf est demeuré tel quel du 26 Mai au 2 Juin, et ce même jour, entre 3 et 7 heures du soir il était complètement développé, mais son pédicelle ne mesurait que 6 cm. Le lendemain à 8 h. 45′ du matin, son pédicelle parvenait à la longueur totale de 13 cm. et y demeurait. La plupart du temps, nous n'avons pu déterminer, dans nos expériences, la durée du développement du pédicelle de l'Impudique, car il s'était allongé étrangement pendant la nuit. On ne trouve, en plein air, l'Impudique complètement développé que le matin de bonne heure, ce qui prouve, *qu'en plein air le complet développement ne se produit que pendant la nuit.*

Les oeufs atteignent des dimensions très différentes mais ils produisent malgré tout, des réceptacles à appareil sporifère parfaitement mûr. Les dimensions sont très différentes ; bien souvent, en effet, on trouve, en plein air, des champignons nains, complètement mûrs, à réceptacles de 5 à 6 cm. de long. Aussi, est-il très difficile de déterminer par leur aspect extérieur, leur degré de développement et de maturité.

Tableau des dimensions des spécimens de l'**Ithyphallus impudicus**, développés en laboratoire.

Numéro des différents oeufs	Poids d'un oeuf au moment de sa mise en place	Poids en grammes du champignon parfaitement développé							Déperdition de poids	Date de la mise en place	Durée du développement parfait	Temps employé. Heures	Remarque
		Poids du pédicelle	Poids du volve	Poids du chapeau avec le glèbe	Poids du chapeau lavé	Poids du glèbe	Longueur totale	Poids total					
I.	55	10	32	6	—	—	17	48	7	VI/20 d. m. 9	VI/21 d. m. 1/2 7	21·5	
II.	43	3·5	14·5	3·5	—	—	11	21·5	21·5	VI/20 d. m. 9	VI/23 d. s. 4	79	Le 23/VI. 8 cm. de long à 4 heures soir. Le 24/VI. à 8 h 1/2 il avait poussé jusqu' à 11 cm. et demeura en cet état.
III.	77	20	33·5	10·5	—	—	19	64	13	«	VI/21 d. m. 1/2 7	21·5	Le 29/VI. à 6 h du soir le péride était fortement tendu (très mince au sommet), le 21/VI. à 6 h 1/2 du matin il était complètement poussé.
IV.	70	13	44	27·5	18	9·5	19	84·5	—	VI/24 d. m. 9	VII/2 d. m. 9	192	L'augmentation de poids était de 14·5 g, le 2/VII. à 9 h du matin il avait 9 cm. de long. et à 5 h du soir, 19 cm.
V.	50	7	18	3	—	—	12	28	22	VI/24 d. m. 9	VII/4 d. m. 9	240	Peu de glèbe. Le 4/VII. à 9 h du matin il avait 9 cm. de long, le soir à 7 h. 12 cm.
VI.	87	8	38	23	10	13	13	69	17	VI/24 d. m. 9	VII/4 d. s. 7	250	Le glèbe avait 4 mm. d'épaisseur et craquait sous les ciseaux, comme un cartilage mou.
VII.	97	10	41	22	—	—	14	73	24	VI/24 d. m. 9	VII/3 d. m. 1/2 7	207 1/2	
VIII.	46	8	29	9	—	—	15	46	—	VII/2 d. s. 1/2 6	VII/4 d. m. 1/2 9	39	
IX.	31	3·5	13·5	2·5	—	—	12	19·5	11·5	VII/2 d. s. 1/2 6	VII/4 d. m. 9	39 1/2	Était placé, la tête en bas, avait crû avec une telle force, qu ' il avait enfoncé son chapeau dans le sable.
X.	80	15	30	12	5·5	6·5	16	57	23	VII/2 d. s. 6	VII/3 d. s. 1	19	La gelée du volve s'étant liquéfiée, par suite du lavage nécessaire — son poids a diminué.*
XI.	30	7	16	3·5	1·5	2	14	26·5	3·5	VIII/1 m. 12	VIII/3 d. m. 6	42	Le glèbe découle par gouttes.
XII.	33	6	15	4	2	2	13	25	8	VIII/1 m. 12	VIII/5 d. m. 6	42	Le glèbe découle.
XIII.	26	8	10	5	2·1	2·9	14	23	3	«	«	42	
XIV.	52	10	29	11	3·5	7·5	16	50	2	«	VIII/11 d. m. 8	248	Du 1/VIII. au 10/VIII. était stationnaire, a éclos pendant la nuit et le 11/VIII. à 8 h du matin était complètement développé.

* Le 3/VII. le sommet du chapeau est apparu à 7 h 1/4 du matin, à 8 h 1/2 le pédicelle avait 10 cm. de longueur, à midi et demi 14 cm., et à 4 h du soir 16 cm.

Le poids des oeufs, ne donne pas non plus de données instructives à ce sujet, car il n'est pas en rapport avec la grandeur du champignon développé; le poids d'un spécimen vigoureux, beau et long de 20 cm. était de 42 gr. tandis qu'un autre aussi sain, bien développé et long de 15 cm. seulement, pesait 62 gr.

Le poids des oeufs, soumis à nos expériences a varié entre 26 et 97 gr., nous avons remarqué qu'après leur développement parfait, ils subissaient une déperdition de poids, variant entre 7 et 24 gr., et plus ou moins proportionnelle au poids primitif de l'oeuf.

L'état de maturité des oeufs recueillis, ne peut, ainsi que je l'ai fait observer, être déterminé par des signes extérieurs, c'est pourquoi, je n'ai pu l'indiquer dans le tableau précédent, la grosseur n'étant pas, en cette matière un guide de quelque valeur.

Le poids du glèbe oscille entre 2 et 13 gr., — il peut être de consistance différente. On a pu enlever comme un manteau le glèbe du champignon VI., il avait 4 mm. d'épaisseur, et demeure le plus gros que nous ayons vu jusqu'alors. La surface en était marbrée, foncée, d'un brun vert. Sa masse était compacte et offrait aux ciseaux, la résistance d'un cartilage mou.

Le poids des champignons développés dépend surtout de la quantité du glèbe (matière très lourde). Sa couche varie énormément selon les individus, et parfois, au moment de l'éclosion, elle est si mince, qu'elle couvre à peine les bords des alvéoles et par suite, le chapeau prend un aspect marbré.

Nids d'Ithyphallus. L'Impudique se rencontre ordinairement, isolé parmi les souches de vigne, et l'on a fort rarement remarqué 2 ou 3 individus dans le pourtour d'une seule souche. Au contraire, sous une haie vivante de Gleditschia (à 30—40 cm. du pied des plantes) le 26 Mai 1903 j'en ai trouvé trois nids composés de 3, 4, et même 5 ou 6 oeufs très sains, quoique de différentes grosseurs (fig. 13). Les trois grands nids étaient placés sur une ligne presque droite, d'un demi-mètre de long.

Il y avait encore entre eux quelques oeufs isolés, ce qui me porterait à croire que le mycélium ne s'étend pas en cercle, mais croît plutôt en ligne droite.

Le 31 Juillet, dans les environs de cet endroit, deux nids apparurent, contenant l'un, trois oeufs bien développés, l'autre, un champignon sain, près duquel un autre, petit, gros comme un pois, commençait à pourrir.

Les oeufs se développant dans ces nids sont rattachés par

Fig. 13.

Nid composé de 6 champignons développés, — disposition naturelle en laboratoire. Réduction de moitié.

leur mycélium cordonné, et le pédoncule qui les porte est parfois si court, qu'ils s'aplatissent les uns les autres par leur base.

Le champignon lui-même se détruit vite, mais le péride gélatineux se maintient longtemps dans des conditions favorables,

c'est-à-dire, si le sol n'est pas trop aride pour le faire dessécher, ni trop chaud et humide pour le faire liquéfier. Ainsi, au mois d'Avril 1903, quand nous avons trouvé les tubercules mycéliens, les pérides de champignons de l'année précédente, trouvés à une profondeur de 20—30 cm. étaient déjà pourris sur leurs bords, tandisque leur partie basale, reliée aux cordons mycéliens, renfermait encore une certaine quantité de mucilage, de couleur et de consistance normale.

En plein air, par temps très sec, le sommet des oeufs parvenus au-dessus du sol, se durcit et se plisse. Des oeufs semblables, n'éclosent même plus sous l'influence de pluies ultérieures. En laboratoire, on est parvenu deux fois à les faire éclore, en les lavant soigneusement 2 ou 3-fois dans une solution de mercure sublimé à 1%.

Infection. Des souches attaquées par le mycélium et apportées avec leur terre au mois d'Octobre, ont continué leur développement, en serre, plantées dans une caisse. Le mycélium s'est répandu dans la terre, a recouvert les planches de la caisse et a fini par attaquer les boutures témoins enracinées, plantées près des pieds ainsi que leurs racines. Ceci prouve que le mycélium est pour la maladie un agent d'infection très actif, et qu'on peut transplanter la maladie avec les souches ou boutures malades.

Traitement. Le meilleur traitement préventif contre l'Impudique est le binage régulier et soigné, qui déterre les oeufs, déchire les champignons développés, réduit en miettes le mycélium répandu dans les couches superficielles du sol, empêchant ainsi pour longtemps, un développement ultérieur.

Mais la principale question qui se pose est celle-ci: Comment reconnaître les dégâts, avant même que les oeufs ou les champignons éclos ne trahissent sa présence, afin de pouvoir étouffer le mal jusque dans ses racines les plus lointaines.

Au moment de l'éclosion des oeufs ou de l'apparition des champignons (réceptacles) le mal déjà invétéré est, très difficile à extirper.

Le mal se révèle surtout, aux brûlures du bord des feuilles, à leur frisure; en pareil cas il faut examiner soigneusement ces pieds, et voir si leurs racines ne présentent pas des filaments

mycéliens rose-pâle, puis, examiner les échalas. Si des filaments mycéliens y apparaissent c'est qu'il est attaqué, il ne reste plus alors qu'à l'arracher ou à l'imprégner de nouveau. L'imprégnation fréquente des échalas ne saurait trop être recommandée, le bois non préservé étant un terrain très propre à la propagation de toutes sortes de champignons, qui peuvent, le cas échéant, se propager, se jeter sur les racines et, de saprophytes au début, devenir parasites. C'est une expérience que nous avons faite, non pas seulement à propos de l'Impudique, mais encore d'autres champignons, ravageurs de la vigne. Parmi les échalas, les plus résistants sont, à mon avis, ceux de sapin, et les plus attaqués, ceux de hêtre.

L'Impudique se reconnaît aussi à ses champignons et à ses oeufs, qui se développent, sur le pied même, ou dans son voisinage immédiat. S'ils sont apparus, il faut se garder de les déchirer purement et simplement et de les éloigner, mais marquer soigneusement le pied afin de le traiter en temps opportun. La meilleure mesure est de recueillir les champignons et les oeufs déchirés et de les brûler, afin que le mucilage vert, ou masse de spores qui coule de la tête du champignon (ou qui recouvre la tête encore enfermée dans l'oeuf) ne détermine pas une nouvelle infection.

Aussitôt que la présence du mycélium a été constatée d'une façon quelconque, il faut s'occuper de le détruire. Tel est le traitement proprement dit.

Les souches marquées, ainsi que celles dont les échalas seuls sont attaqués, seront d'abord découvertes. On devra les déchausser de façon à ce que le cep soit à l'air jusqu'à 20 ou 30 cm. de profondeur. La terre enlevée, contenant de nombreux filaments mycéliens, sera soigneusement éloignée.

Nous gratterons au couteau le bout des échalas attaqués, en enlèverons le mycélium et les brûlerons jusqu'à la partie saine; s'ils sont encore suffisamment longs, nous pourrons encore nous en servir, mais le mieux sera de remplacer l'échalas atteint par un nouveau, récemment imprégné.

Il faut ensuite gratter soigneusement les filaments et cordons mycéliens visibles sur le pied et les racines fortes, les recueillir et les brûler avec les oeufs et les champignons, détruire avec la

plus grande attention le mycélium, puisqu'il propage le plus rapidement la maladie. Badigeonner ensuite les ceps, les racines principales, les échalas découverts et nettoyés, avec une forte solution de bisulfite de calcium à 8—10%, en additionnant de 4 à 5% de poudre de sulfite de calcium, arroser ensuite avec une solution de bisulfite de calcium à 1 ou 2%, à raison de 3 à 5 litres par pied.

L'arrosage se fera avec les pulvérisateurs, c'est-à-dire en enlevant le jet. Un ouvrier sera près du pied et réglera le débit du liquide. Puis, après avoir comblé à moitié le trou de terre nous l'arroserons encore une fois, pour que la terre se mouille progressivement, puis nous comblerons entièrement le fossé, avec de la terre indemne et fraîche, de peur que la terre infectée ne détermine une nouvelle infection. La terre enlevée du trou sera éloignée du vignoble.

En recouvrant le pied, nous l'arroserons encore du dit liquide et renouvellerons cette opération, plusieurs fois en 15 jours.

C'est le traitement ordinaire à employer en automne et au printemps, voire même en été, dans un pressant besoin.

Quand le pied et les racines principales sont gravement attaqués, il faut, après les avoir badigeonnés, les poudrer avec un mélange fait de sulfite de calcium (90 gr.) et de bisulfite de soude (10 gr.).

Il faut naturellement détruire sans pitié l'Impudique partout, où il se montre, dans les gazons des chemins, des haies vivantes, ou sur les mauvaises herbes, sur les Gleditschias, les Robinias etc.

II.

Apparition du Coepophagus echinopus.

En examinant dans le courant d'Octobre 1902 des racines dévastées par l'Impudique, j'ai rencontré dans une section microscopique de racine, le Coepophagus, ce qui m'a révélé du coup la nature des excréments, régulièrement en forme d'oeufs, que j'avais constatés depuis longtemps, dans les racines pourries.

MANGIN et VIALA,[31], [32] dans leurs récentes communications le signalent comme un dangereux ravageur. JOURDAIN[33] par contre, ne le considère que comme un saprophyte.

C'est au mois d'Octobre 1902 que j'ai trouvé le Coepophagus echinopus, en premier lieu dans les vignobles de Besnyő.

Le Coepophagus ne s'y était pas montré comme un ennemi dangereux, mais plutôt comme un saprophyte, vivant dans les racines dévastées par l'Impudique et se nourrissant de tissus en décomposition.

Quoique jusqu'à présent, en Hongrie, cet Acarien ne se soit pas montré dangereux, il n'est pas impossible que dans des conditions favorables, il ne se reproduise dans de grandes proportions, et ne devienne pernicieux comme il l'est à l'étranger, c'est pour cela que l'urgence des recherches s'impose.

J'ai tenu, en même temps, à signaler le premier, dans nos vignobles, l'existence de ce nouveau ravageur, ce qui est intéressant même au point du vue zoologique, puisque cet animalcule y était encore inconnu.

Étant donné que, dans les racines dévastées par l'Impudique, on peut trouver partout des traces de *Coepophagus* on peut conclure à son extension probable dans les vignes attaquées par l'Impudique.

L'espèce la plus connue du genre *Coepophagus* (groupe des *Tyroglyphes,* famille des *Sarcoptidées*) est le *C. echinopus,* qui ronge les racines charnues, ainsi que les tubercules des pommes de terre et les bulbes de certains Liliacées. Le genre *Coepophagus* se distingue très nettement du genre *Tyroglyphus* (d'après MÉGNIN),[34] par un crampon développé au bout du tarse et l'absence d'un sillon séparant le céphalothorax de l'abdomen.

[31] MANGIN L. et VIALA P. Sur le dépérissement des Vignes causé par un acarien, le Coepophagus echinopus. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 1902. I. sem. p. 251. (1).

[32] MANGIN L. et VIALA P. L'Acarien des racines de la Vigne (Coepophagus echinopus). Revue de Viticulture. XVII. 1902. No. 435., 436., 438. (2).

[33] JOURDAIN S. La vigne et le Coepophagus echinopus. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 1902. I. sem. p. 316.

[34] MÉGNIN P. Les Acariens parasites. (1902 ?) p. 105.

A. Berlese[35] sous le nom de *Rhizoglyphus echinopus* (Fum. et Rob.) de Monier, décrit l'animalcule en question, rétablissant la priorité du nom donné en 1868 par Fumouze et Robin.

On a donné au *C. echinopus* les noms les plus divers. Claparède (1869), Fumouze et Robin (1868) le décrivent en même temps sous des noms différents; en 1880 Haller l'appelle *Tyroglyphus Megninii,* puis en 1880 Mégnin établit le genre *Coepophagus.* Les américains l'appellent: *Tyroglyphus Phylloxerae* Riley et, d'après Blankenhorn,[36] l'animalcule connu sous ce nom, correspond parfaitement au *C. echinopus.*

On a remarqué depuis longtemps déjà, cet Acarien sur les bulbes de Jacinthe (Boisduval, Guérin-Meneville), et sur les tubercules de pommes de terre; Monier signale ses ravages sur les bulbes du Lis blanc et de l'Amarylle, mais il pensait que l'animalcule ne dévorait que les parties pourries des plantes. Woods affirme en revanche que c'est un ennemi très dangereux. A. Berlese le considère comme la forme la plus importante du genre *Tyroglyphus* et attire sur lui l'attention des agriculteurs.[37] Silvestri[38] va même jusqu'à prétendre qu'il ravage aussi le bois des organes attaqués.

Mangin et Viala l'ont étudié dès 1895, dans les vignobles de Provence comme ravageur des vignes,[39] et ils ont donné des instructions,[40] pour le traitement des vignes attaquées.

Dans les racines de vignes malades, ravagées par l'Impudique (Pl. III. fig. 26) on rencontre les galleries du Coepophagus, creusées dans l'écorce, et parallèles à l'axe de la racine, mais nous n'y avons pas observé un développement des galleries, aussi régulier que celui que Mangin et Viala ont décrit.

Jusqu'à présent, on connaît le mâle homéomorphe, la femelle et les larves hypopiales du *C. echinopus.*[41] On n'a con-

[35] Berlese A. Gli Acari agrari, III. Ordini e generi negli Acari. Rivista di Patologia Vegetale. VII. Num. 9—12. 1899. p. 330—333.

[36] Berlese A., l. c. p. 332.

[37] Berlese A., l. c. p. 333.

[38] Silvestri F. Sopra un acaro radicicolo che produce una speciale malattia nelle viti. Bollet. di Entomol. Agrar. e Patol. Veget. IX. p. 49—56.

[39] Mangin L. et Viala P. (2.) l. c. p. 425—426.

[40] Mangin L. et Viala P. (2.) l. c. p. 431—432.

[41] Berlese A. l. c. p. 331—332.

staté sûrement, en Hongrie, que les mâles homéomorphes et les femelles (Fig. 14).

Les intéguments des larves trouvés dans les racines, n'ont pu servir à déterminer exactement la nature des larves.

Le liège protecteur dont parlent MANGIN et VIALA, n'est le

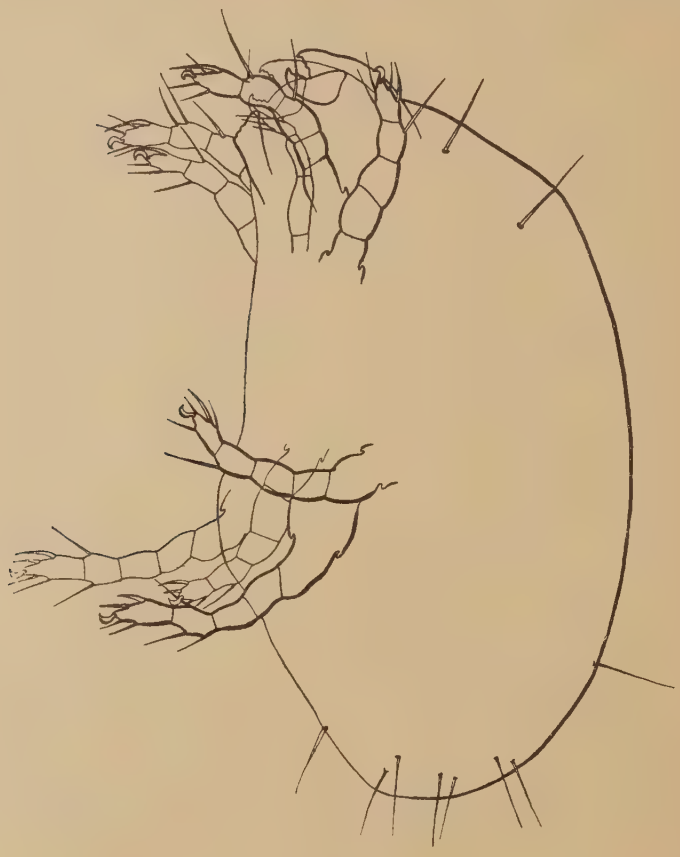


Fig. 14.

Individu femelle du Coepophagus echinopus, vivant dans les racines de la Vigne. Zeiss: IV. ocul., C. object. reduit à $^2/_3$. Gross. 180.

plus souvent, à mon avis, qu'un simple phellogène secondaire. L'écorce de la racine elle-même se protège souvent aussi de façon, à ce que les cellules autour de la cavité creusée par l'animalcule se subérifient.

Le mode de vie du *Coepophagus* présente chez nous quelques différences. L'animalcule, en effet, après avoir pénétré dans l'écorce, n'y est pas demeuré, mais a pénétré ensuite dans le bois (Planche III. fig. 27) et a surtout rongé les éléments ligneux, si bien que les rayons médullaires sont provisoirement demeurés intacts. Il n'est resté des racines dessinées, que le corps ligneux ; puis, l'on peut voir de plus petites cavités, dans lesquelles on voit de petits excréments ($ü^1$), ensuite de plus grands, renfermant des excréments plus considérables, ($ü^2$) et le *Coepophagus* lui même (C). Le cordon mycélien qui s'applique sur le bois (m), fait parfaitement ressortir la structure caractéristique que j'ai décrite.

D'après MANGIN et VIALA[42] «les tissus lignifiés sont trop résistants pour que l'Acarien les déchire, sauf dans la région des rayons médullaires dont les cellules ont des parois relativement minces et qui sont gorgées d'amidon. On n'observe donc jamais de galeries dans les massifs lignifiés».

«Mais, comme la réaction qui se traduisait par la formation du liège ne peut plus avoir lieu, les bactéries et les champignons trouvent un terrain très favorable à leur extension et les diverses altérations qu'on observe alors sont exclusivement dues à ces organismes introduits par l'Acarien.»

En outre comme complément à ces remarques, j'ai observé dans mes expériences, que l'Acarien habitant dans les racines attaquées par l'Impudique, ravageait également le corps ligneux, quand les aliments venaient à lui manquer, c'est-à-dire lorsque l'écorce, le liber etc. ont été dévastés ou dévorés. L'Acarien creuse, dans la partie ligneuse des racines, de grandes cavités, (Planche III. fig. 27 et 28) qui sont complètement remplies des excréments caractéristiques, plus ou moins gros.

Ce qui prouve que ces excréments ne sont pas venus en cet endroit, par hasard, et qu'ils ont été produits par la consommation des éléments ligneux, *ce sont les Coepophages (C, C) trouvés sur place* et les petites arêtes et morceaux de membranes cellulaires qu'on trouve dans les déjections avec les débris de la lamelle mitoyenne non digérés.

[42] MANGIN L. et VIALA P. (2.) l. c. p. 510.

Les racines, enfin, par suite de ce double ravage, tombent en pourriture, leur partie ligneuse se dissout (Fig. 15) puis les rayons médullaires seront aussi détruits et, des tissus, il ne reste plus que les traces (Planche III. fig 29).

Les données de VIALA permettent, en quelque sorte, d'établir dans quelles conditions s'opère le ravage du bois. Les tissus ligneux sous l'action pernicieuse du mycélium de l'Impudique se

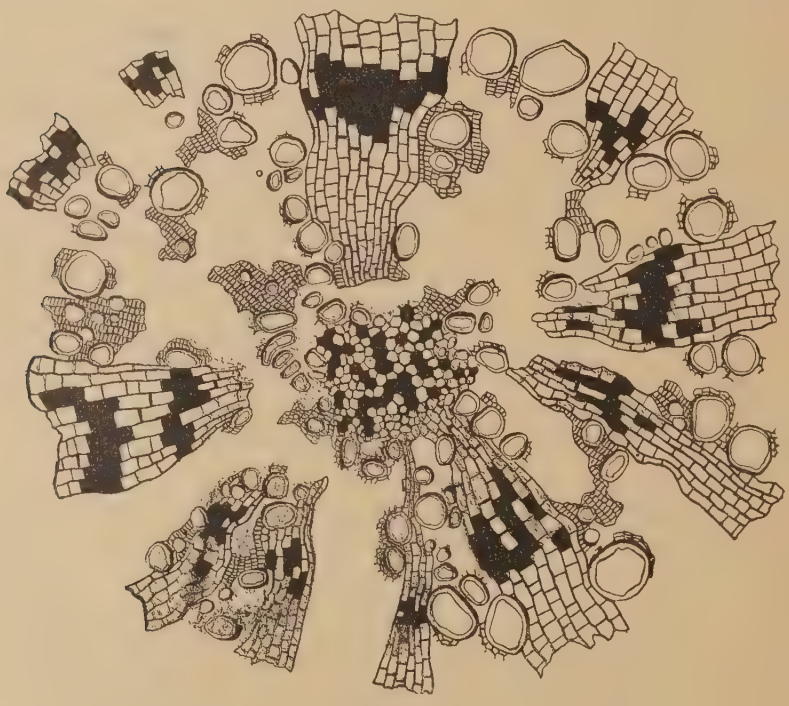


Fig. 15.

Coupe transversale d'une racine dévastée par l'Ithyphallus et le Coepophagus. Les rayons médullaires presque indemnes contiennent beaucoup de tanin (en noir). Zeiss : II. ocul. a/3 object. Gross 30. fois.

sont modifiés, et sont probablement devenus, ainsi, propres à la nutrition de l'Acarien. De plus, le manque absolu de toute autre nourriture le force à consommer le bois. L'Acarien ne touche pas aux cordons de mycélium qui, demeurent complètement intacts, dans le voisinage de semblables colonies. (Planche III. fig. 28).

On trouve encore, dans les racines ravagées par l'Impudique, des individus du genre Glyciphagus, et Anguillulides qui, concourent à l'absorption des tissus pourris.

Enfin, il n'est pas inutile de rappeler, pour mémoire, que d'après les recherches de DEMENTJEW[43] à Kachétie et dans tout le Trans-Caucase, les Acariens sont très répandus dans les vignobles. DEMENTJEW en décrit plusieurs nouvelles espèces: ce sont: le *Rhizoglyphus caucasicus, le Damaeus carabiformis, l'Hoploderma ellipsoidalis*, qui diffèrent essentiellement du *Coepophagus echinopus* et déterminent, d'aprés DEMENTJEW, une maladie ressemblant à la chlorose.

[43] DEMENTJEW A. M. Neue Pflanzenparasiten, welche die Chlorose der Weinrebe verursachen. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. XIII. 1903. 2. Heft p. 65—82.

Résumé.

1. Le Champignon de l'Impudique *(Ithyphallus impudicus)* s'attaque aux racines vivantes et au pied de vigne, devient ainsi un véritable parasite et ne saurait, pour cette raison, être toléré dans les vignobles.

2. L'appareil végétatif du champignon se compose de filaments mycéliens blanchâtres rose-pâles, dont la grosseur varie entre celle d'un fil et celle d'un cordon. Ces filaments se répandent dans le sol et s'appliquant sur les racines et le pied y forment un réseau compacte, allant même jusqu'à plusieurs millimètres d'épaisseur.

3. Sur le mycélium filamenteux, se développent des corps arrondis ou «oeufs», rose-pâle, ou violet rougeâtre, de 3—4 cm. de diamètre, qui donnent naissance, surtout après une pluie, au champignon Impudique, dont le chapeau conique est visqueux et laisse couler gouttes à gouttes une matière verdâtre puante, (glèbe).

4. Le mycélium attaque souvent l'échalas, et les champignons se nourrissent à la fois en saprophytes et en parasites, une partie s'établissant sur l'échalas, l'autre sur le pied en vie.

5. La présence du champignon se trahit par des individus parfaits, à longue tige et chapeau conique, et en outre, par des oeufs qu'on rencontre en piochant et *qui doivent ainsi que les individus parfaits, être entièrement détruits.*

6. Pour constater les traces du champignon on arrache les échalas et on visite leur bout afin de s'assurer qu'ils ne récèlent point de filaments, rose-pâle, élastiques qui trahissent l'Impudique.

7. On doit brûler le bout de ces échalas et après avoir marqué les pieds de vigne, examiner pendant le binage si les filaments du mycélium n'y sont pas parvenus.

8. La marge des feuilles des pieds attaqués, brunit, se grille et le pied se rabougrit, sa force, sa production diminue et le pied finit par mourir.

9. On a trouvé l'Impudique sur des pieds de cépages européens, plantés dans le sable, le plus souvent sur le Ezerjó et le Mézes fehér.

10. L'Impudique apparaît deux fois l'an dans les sols sablonneux: 1° à la fin de Mai, et 2° de la fin d'Août jusqu'à la fin de l'automne.

11. Le traitement préventif sur des sables consiste en des binages soignés et dans la destruction des oeufs, champignons, mycéliums trouvés dans les vignobles. Comme traitement curatif nous préconisons le nettoyage des pieds et des échalas attaqués, et le badigeonnage au bisulfite de chaux (à 8—10%), puis comme traitement complémentaire l'arrosage du pied ainsi traité, avec 3—5 litres de bisulfite de chaux (à 1—2%) et le renouvellement du sol où se trouve le pied malade. Les oeufs, champignons parfaits, le mycélium, les racines pourries etc. doivent être brûlés, de même que le bout des échalas rongés.

12. Le mycélium attaque de différentes manières, les racines vivantes: le cordon-mycélien *a)* transperce la racine, en passant par toute sa longueur, *b)* couvre la racine de ses branches, *c)* enveloppe la racine en formant une gaîne étroite, *d)* s'adosse contre la racine et émet des suçoirs dans l'intérieur de cette racine.

13. Le mycélium passe des racines sur le tronc souterrain, où il produit des oeufs, qui peuvent souvent se former sur le collet même.

14. L'Impudique attaque les parties souterraines du Gleditschia, du Robinia et des mauvaises herbes (Chien-dent). A l'abri des haies du Gleditschia il a produit des nids de 3—6 individus.

15. Dans les racines de vigne, la partie végétative de l'Impudique forme du mycélium à filaments fins, et des pelotes mycéliennes. Le premier est, à vrai dire, la partie destructrice, et les pelotes correspondent à l'appareil conducteur.

16. Les pelotes qui se développent dans la racine se composent de quatre parties *a)* la möelle, *b)* la gaîne de communi-

cation, *c)* la couche corticale cristallifère, *d)* l'écorce extérieure hérissée.

17. Le ravage des tisus de la racine commence par le liber mou, puis, vient le tour du parenchyme cortical. Le mycélium se jette alors directement sur le corps ligneux ou envoie sur lui, un faisceau en forme de pied qui croît tout autour.

18. La ceinture mycélienne ainsi formée autour du corps ligneux, pénètre par les rayons médullaires, détruit les éléments du bois de sorte qu'il ne reste que le squelette des vaisseaux.

19. Dans les racines plus grosses, les rayons médullaires essayent de se défendre, en produisant par cloisonnement de nouvelles cellules.

20. Après la destruction des tissus, le mycélium se décompose aussi, et sa place est marquée par une poussière cristallinique, reste des formations cristalliniques qui couvraient ses filaments.

21. Dans les pieds attaqués portant encore des pousses vertes, le mycélium provenant de suçoirs, pénètre à travers les rayons du liber, se dirige sur les bords du bois, puis se retire dans les vaisseaux ligneux, en passant par les rayons médullaires.

22. Le mycélium attaque également les échalas, mais n'y produit jamais de champignons.

23. Dans le mycélium de l'Impudique se développent 1. de petits nids de cristaux sur les filaments les plus fins, 2. sur les plus gros, des cristaux aiguille ($6\mu \times 1\mu$), 3. des sphaerites ressemblant à ceux de l'Ithyphallus caninus, mais contenant des cristaux plus gros.

24. Les commencements des oeufs apparaissent, en grand nombre sur le mycélium fécond, puis, de petits tubercules mycéliens se développent parmi eux, on ne les avait pas remarqués jusqu' alors. Ces tubercules recouverts d'une écorce brune se composent d'hyphes larges et bifurqués à leurs bouts. Leur rôle n'a pu jusqu'à présent, être déterminé.

25. Les réceptacles de l'Impudique sortent des oeufs, ordinairement pendant la nuit, qu'ils soient en plein air ou en laboratoire.

26. A partir de la rupture du volve jusqu'au complet développement du pédicelle, il s'écoule, au moins 1 heure et au plus 4 jours.

27. Les oeufs bien que de grosseur très variable produisent des réceptacles très mûrs.

28. L'oeuf mûr soulève la terre qui le recouvre, devient libre, et peut attendre des semaines jusqu'à l'érection du pédicelle.

29. Les oeufs venus dans les couches profondes du sol n'éclosent pas, mais y périssent.

30. Le poids des oeufs n'est, le plus souvent, pas en rapport avec la longueur du pédicelle développé. Le poids des oeufs varie de 26 à 115 gr., la perte de poids après développement, est également variable, et va de 7 à 24 gr.

31. Entre le poids du pédicelle et sa longueur il n'y a pas de rapport constant, le plus court pédicelle avait 11 cm. et pesait de 3 à 5 gr., le plus long avait 19 cm. et son poids variait de 13 à 20 gr.

32. Le poids du glèbe varie entre 2 et 13 gr. et son volume est très différent. Le plus fort formait au dessus du chapeau, un manteau de 4 mm. d'épaisseur.

33. *L'Acarien des racines de la vigne, le Coepophagus echinopus,* a fait son apparition en Hongrie, et se creuse des galleries dans l'écorce.

34. On a trouvé chez nous, des femelles et des mâles homéomorphes.

35. L'Acarien vivant dans l'écorce, pénètre plus tard dans le bois de la racine, et détruit les éléments ligneux, mais sans toucher aux pelotes mycéliennes courant dans la racine.

36. Des Glyciphagues et des Anguillulides se trouvent aussi dans les racines ravagées par l'Impudique.

Explication des Planches.

I-ère PLANCHE.

Ithyphallus impudicus.

Fig. 1. Champignon développé, dont le pédicelle blanc (t) porte un chapeau (k) recouvert du glèbe (g) qui découle (s) du chapeau. L'extrémité du pédicelle s'enfonce dans le volve (b). C'est à la base du volve que sort le cordon mycélien produisant le champignon, et dont les ramifications les plus fines, n'ont pas été dessinées. Grandeur naturelle.

Fig. 2. Section longitudinale d'un jeune champignon («oeuf») caché dans son volve. Le volve, se compose de 2 couches, l'extérieure (h), mince comme une feuille de papier, l'intérieure épaisse et mucilagineuse (ko). Dans le volve, on aperçoit le chapeau (k) et le pédicelle (t) comprimés, m. zs. = cordon mycélien. Grandeur naturelle.

Fig. 3. Cordon mycélien adossé contre une jeune racine. Grandeur naturelle.

Fig. 4. Cordon mycélien (m. zs.) habitant dans la racine ayant poussé jusqu'au bout de la racine, l'a transpercée, a dévoré les tissus, a poussé des rameaux et produit un oeuf à son extrémité. Il ne reste de la racine que l'écorce brune (gy). Grandeur naturelle.

Fig. 5. Cordon mycélien poussant librement dans la terre et après s'être dégagé de la racine dans laquelle il s'est développé, il a rencontré en chemin une racine de vigne vivante et y a planté ses suçoirs. Grandeur naturelle.

Fig. 6. Extrémité d'un tronc souterrain complètement

dévasté. La partie ligneuse est molle, et de couleur rose-pâle. Quelques forts cordons de mycélium (m. zs.) et un tissu mycélien très tenu (m) marquent les traces du ravageur. Ce dernier a été oublié, par le lithographe. Grandeur naturelle.

Fig. 7. Aspect caractéristique de la destruction directe d'une souche. Des cordons, rose-pâle de 1·5 mm. entourent d'un réseau, le pied, portant encore des pousses vertes. Les cordons se ramifient abondamment et finissent par former un réseau du mycélium blanc, à filaments très fins, entourant le pied malade et pénétrant dans l'écorce. Le mycélium couvre aussi les racines. Vers le milieu du tronc souterrain, un oeuf s'est développé du mycélium. Réduction de moitié de la grandeur naturelle.

Fig. 8. Pied entièrement dévasté, un mycélium richement développé a produit des oeufs d'un diamètre de 2 4 cm. Les plus grands, sont près d'éclore. Grandeur naturelle.

Fig. 9. Partie de racine avec cordon mycélien. Grandeur naturelle.

Fig. 10. Petit bout de la même, grossi 5-fois.

Fig. 11. Cordon mycélien (m. zs.) ayant percé la racine (gy) jusqu'au bout, dont l'extrémité supérieure s'est divisée en 6 branches fertiles. Sur les deux branches principales bifurquées (1, 2), des champignons réguliers sont éclos des oeufs, tandisque les oeufs poussés sur les 4 autres rameaux minces (3—4), ont atteint la grosseur d'une noisette, se sont desséchés et ont péri. Grandeur naturelle.

Fig. 12. Mycélium, développé sur l'échalas d'une vigne en forme de couche dense de 3 mm. d'épaisseur. Sur cette masse de mycélium spongieux, s'applique un long cordon de 30 cm. environ, portant à son extrémité un champignon, mais ce cordon n'est que la branche latérale d'un cordon fertile plus fort encore et qui mesurait 54 cm. et s'enfonçait perpendiculairement dans le sol. Le bout de l'échalas, noir encore de goudron sur 30 cm. de longueur, est indemne de tout champignon et parfaitement sain. Grandeur naturelle, réduite de moitié.

Fig. 13. Rhizome de l'Agropyrum repens (L.) Palisot-Beauvois, attaqué par le mycélium de l'Impudique à l'intérieur, duquel il se propage et tisse un réseau autour des racines. Grandeur naturelle.

II-ème PLANCHE.

Fig. 14. Dévastation de la racine. Corps ligneux d'une racine de 4 mm. d'épaisseur, dévasté, mais les rayons médullaires jaunis (bs) restent reliés par la moëlle (b) renfermant du tanin. La membrane de certains groupes de cellules s'est entièrement brunie. Sous le périderme, portant des pustules subérifiées (p. sz.), l'hypoderme (coll.) collenchymateux est en grande partie dévasté.

Le mycélium jaune (m) établi en son temps s'est déjà dissous en grande partie, et sa place n'est plus marquée que par de la farine de cristaux (kl). Le phellogène secondaire a déjà produit un liège de 5 à 6 couches (ph^2), le liber est déjà complètement dévasté (h), mais les rayons médullaires ont produit un tissu remplaçant (t) jaunâtre-brunâtre, composé de cellules quadrangulaires.

Le cloisonnement des rayons médullaires montre clairement qu'on se trouve en présence d'une racine, victime du champignon et qui a cherché à se défendre. Les rayons médullaires sont remplis d'hyphes fins non représentées, pénétrant parmi les vaisseaux ligneux (e) et occasionnant la dissolution des tissus ligneux. Zeiss: ocul. IV. object. A. Gross. 90-fois.

Fig. 15. Destruction d'une racine plus mince de 1—1·5 mm. La zône mycélienne (m^1) située sous le phellogène secondaire (ph^2) après avoir dévoré le liber, reste à sa place et envoie sur le cylindre de bois un fort faisceau (m. l.) qui embrasse le bois (m^2). A la place du liber et de l'écorce secondaire dévorés, on remarque de la farine cristallinique provenant des hyphes dissous (kl) ainsi que quelques cordons mycéliens obliques qui avaient également participé à la destruction de la racine; puis, la bande de mycélium (m^2), autour du cylindre de bois envoie des rameaux dans le corps ligneux, à travers les rayons médullaires. On ne voit de l'écorce primaire (k) de la racine que le liège, avec un fort cordon mycélien adhérant (zs.). Zeiss: ocul. IV. object. A. Gross 90-fois.

Fig. 16. Section transversale d'une racine ligneuse grosse de 2 à 2·5 mm.

On remarque à la place du liber, un mycélium jaune fin, (m), qui a complètement dévoré les tissus. A leur place on voit de

la farine cristallinique et des débris, et au bord extérieur du mycélium beaucoup de globules de tanin brunes (cs.) Les branches d'un cordon mycélien mince (m. zs.) ont aussi contribué à la dévastation de la racine. Les ravages s'observent même dans les rayons médullaires, et le rayon extrême, à droite est déjà bien rongé. Zeiss: ocul. IV. object. A. Gross. 90-fois.

Fig. 17. Partie de zône mycélienne observée dans une racine dont l'écorce était complètement détruite. Les deux branches de la zône mycélienne, ont déjà pénétré dans les rayons médullaires dont elles moûlent la forme. Le bord extérieur (l'inférieur dans le dessin) est garni de globules (cs.) de tanin (8—20—24 μ de diamètre), et de farine cristallinique provenant de la partie dissoute du mycélium. Zeiss: ocul. compens. 4, object. apochrom. 4. Gross. 250-fois.

Fig. 18—19. Sphaerites du mycélium de l'Impudique, composés de cristaux en colonnes, de diverses grosseurs, terminés à leur bout extérieur par une pyramide. Une légère enveloppe de membrane cellulaire couvre le sphaerite. Zeiss: ocul. compens. 4. object. apochrom. 3. Gross. 333-fois.

Fig. 20. Formations cristalliniques naissant sur les hyphes les plus fines, d'une largeur de 1 μ à peine. Même gross.

Fig. 21. Cristaux en mince colonne (6 μ × 1 μ), formant des groupes de 3 à 6 sur les hyphes plus grosses. Zeiss: ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Gross. 498-fois.

Fig. 22. Section longitudinale de jeune racine. Un cordon mycélien de même grosseur est si fortement appliqué du côté gauche, qu'on ne peut l'arracher que violemment. Le cordon mycélien évite la radicelle (m. gy.) qui est sur sa route, c'est pour cela que sur la figure, le cordon paraît divisé en deux. Grossiss. 15-fois.

Fig. 23. Partie d'une coupe longitudinale faite sur une racine de vigne très fortement attaquée. Des pelotes de mycélium, répandues dans l'écorce, pénètrent dans le liber d'une radicelle latérale (m. gy.) et commencent à la ravager. En face du point d'origine de la radicelle, dans la partie ligneuse on voit deux cavités rongées par le Coepophagus, ainsi qu'un cordon extérieur de mycélium appliqué contre la racine, en bas du côté gauche, de la section. Zeiss: ocul. II. object. A. Gross. 50-fois.

III-ème PLANCHE.

Fig. 24. Section transversale de racine, montrant la destruction de la partie ligneuse. Les tissus situés entre le cylindre de bois et l'écorce-enliégée (k) ont été déjà ravagés, c'est ce qui explique pourquoi le liège est si éloigné des autres parties et relié par une ligne pointillée, pour en marquer les attaches.

A la place du liber dévasté, on trouve beaucoup de farine cristallinique (kl.) et de globules de tanin brunes (cs.). Les pelotes d'hyphes très fines (m.) jaune — pâle pénètrent dans les rayons médullaires et dévorent toute la partie ligneuse. Zeiss. ocul. IV. object. A. Gross. 90-fois.

Fig. 25. Infection ultérieure. Le parasite, grâce au cordon mycélien (m. zs.) appliqué contre la racine enfonce son suçoir bifurqué (sz.) dans la racine. L'écorce (k) est déjà dévastée, le liège du phellogène secondaire (ph^2) apparaît sous la forme d'un ruban plissé, les tissus parenchymateux sont dévorés ; (kl.) = farine cristallinique, e = vaisseaux ligneux. Zeiss : ocul. IV. object. A. Gross. 50-fois.

Fig. 26. Section transversale de racine dévastée par l'Ithyphallus et le Coepophagus. Les galleries du Coepophagus dans l'écorce, sont pleines d' excréments (ü) plus ou moins gros. Le bois est complètement ruiné et comme macéré, ses vaisseaux sont entièrement séparés. C'est plutôt le Coepophagus qui a ruiné l'écorce, on y voit aussi un individu (C), tandisque la partie au delà du phellogène secondaire (ph^2) est dévorée par l'Ithyphallus. Sur la racine, s'applique un gros cordon mycélien (m. zs.) en bas, et deux plus minces en haut, et les morceaux d'écorce enliégée (dessinés à leur vraie place) assez éloignés des autres parties de la racine, prouvent clairement que les tissus intermédiaires, ont été victimes des deux ravageurs ; cs. = tanin. Zeiss : ocul. II. object. A. Gross. 50-fois.

Fig. 27. Partie de section transversale de racine dévastée. Il ne reste de la racine, que la partie ligneuse. Dans le bois, on voit, de petites cavités, remplies ($ü^1$, $ü^2$) d' excréments. On remarque aussi un Acarien en section transversale (C). Il est aussi entré dans le bois et a surtout ravagé les éléments ligneux, tandis que, pendant un certain temps, les rayons médullaires, n'ont pas été touchés ; bs = rayons médullaires, m. zs. = cordon

mycélien appliqué directement sur le corps ligneux: on voit nettement sa structure, 1 = moëlle. 2 = gaîne de communication, 3 = couche corticale cristallifère, 4. écorce extérieure hérissée. Zeiss: ocul. II. object. A. Gross. 50-fois.

Fig. 28. Section tangentielle d'une racine dévastée. Les couches les plus extérieures de l'écorce sont demeurées à leur place (k), les couches intérieures sont dévastées. Dans l'intérieur de la racine, appliqué contre le cylindre central (f), court, jusqu'au bout, un fort cordon de mycélium (m. zs.)

Dans le bois on trouve des cavités (j) plus ou moins grandes rongées par le Coepophagus (C).

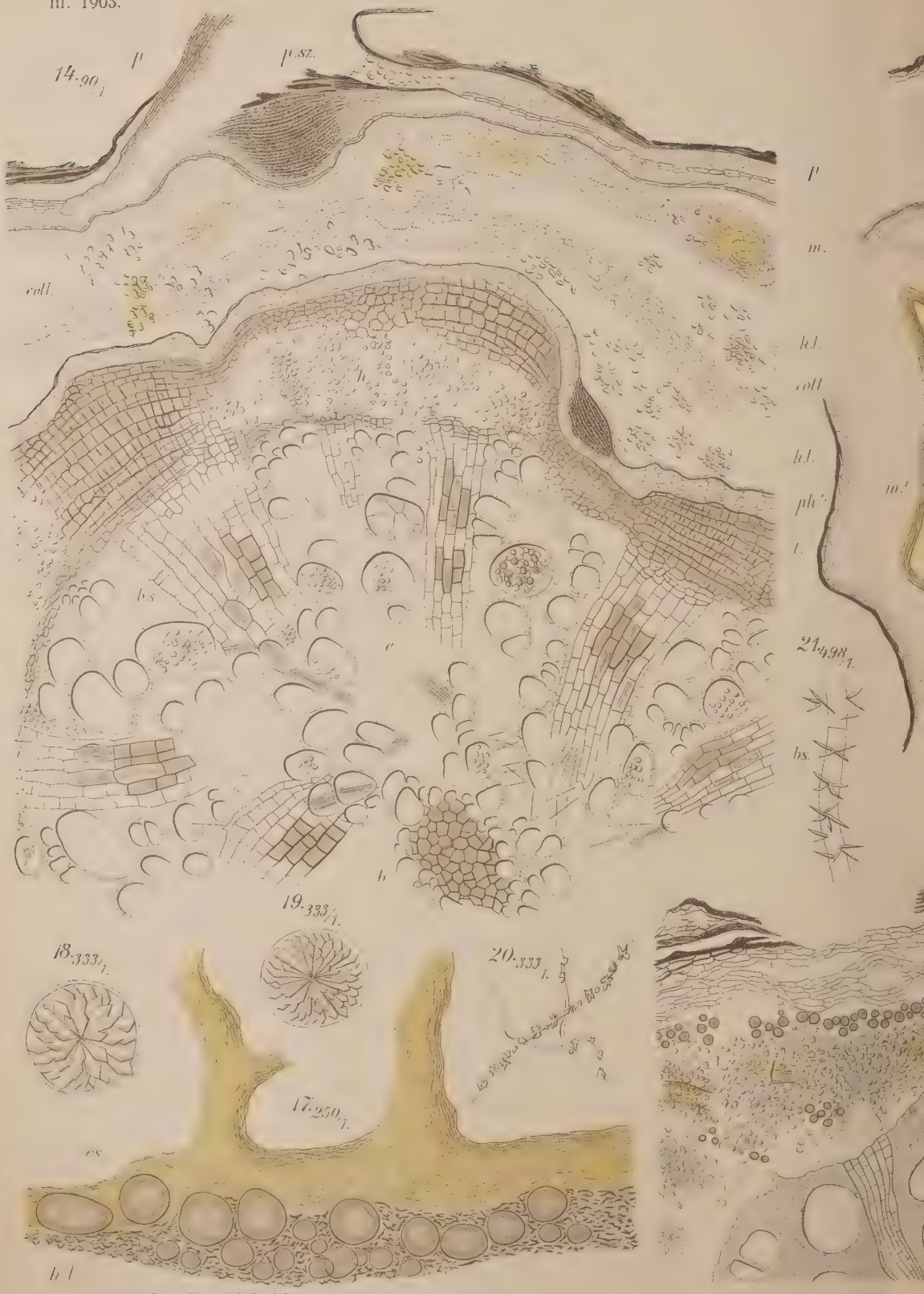
Dans le tube cortical on trouve des excréments (ü) de l'Acarien. Le Coepophagus ne touche pas au cordon mycélien. Zeiss: ocul. II. object. a/3. Gross. 30-fois.

Fig. 29. Vue d'une section transversale de racine entièrement dévastée. Entre les restes de l'écorce (k) et du corps ligneux (f), tous les tissus sont détruits. Auprès du bois, on voit les sections transversales de deux forts cordons mycéliens (m. zs.) et des excréments (ü) de l'Acarien. Zeiss: ocul. II. object. A. Gross. 50-fois.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

III. 1903.



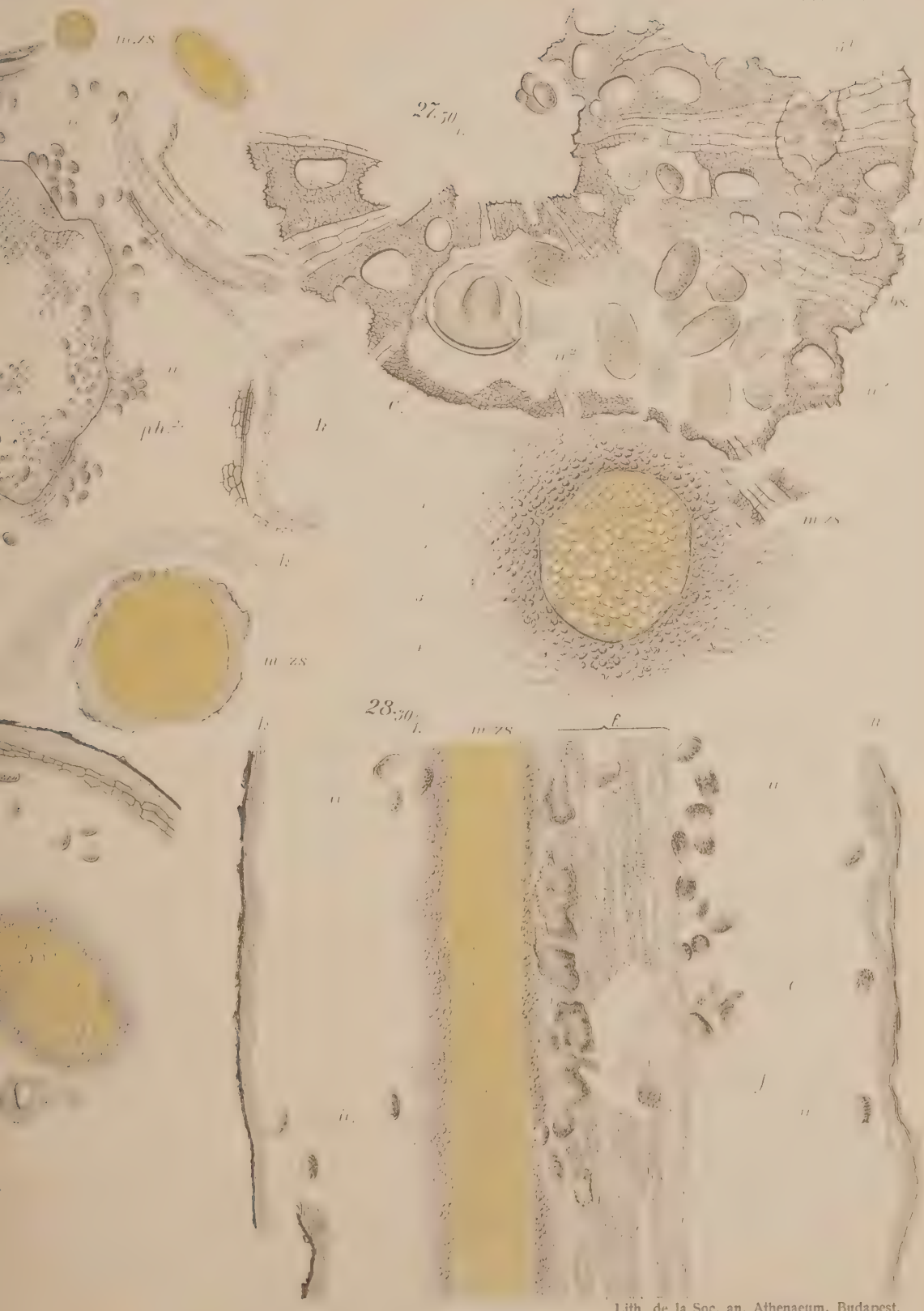
Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

III. 1903.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Planche III.



Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

Analyses des sarments américains

par

le DR. J. GÁSPÁR, prof. de l'école réale supérieure, chef du Laboratoire chimique.

Planches IV—XII.

La culture des sarments américains présente une importance capitale pour la reconstruction des vignobles hongrois ravagés par le Phylloxera, tellement que la production de sarments américains de bonne qualité est un objet de la sollicitude de l'État.

Jusqu'ici nous n'avons pas encore fait dans notre pays des études scientifiques sur les américains; c'est pourquoi leur développement, leurs exigences de matières nutritives, leur aoûtement etc. sous notre climat et dans nos terrains, réclament encore des recherches approfondies.

Parmi les espèces les plus cultivées en Hongrie ce sont le Riparia Portalis, le Rupestris Monticola, le Rupestris Metallica et le Vitis Solonis qui ont donné jusqu'ici les meilleurs résultats.

Dans les recherches inaugurées par l'Institut Central Ampélologique Royal Hongrois nous ne nous sommes occupés que de ces quatre espèces. La matière des analyses a été fournie par les pépinières d'américains de l'État de Tarczal, de Tapolcza, de Csála, de Paulis-Baraczka, de Balaton-Füred, de Pécsvárad, de Mezőkövesd (récolte de 1900).

Les échantillons de longueur normale ont été pris des zônes suivantes du sarment:

1° 1^m 20,

2° entre 2^m et 3^m 20,

3° entre 3m 50 et 4m 70, de la base des sarments.

4° à 1m 20 à partir de la pointe des pousses.

Tous les échantillons examinés ont été bien aoûtés dans le sens de la pratique, à l'exception de ceux de la zône terminale.

Les recherches ont porté :

1° sur les dimensions extérieures des sarments,

2° « l'humidité,

3° « les matières sèches,

4° « les extraits éthérés,

5° « la quantité des cendres, en rendant compte de l'acide sulfurique normal nécessaire à la neutralisation (en centimètres cubes).

Les résultats de ces recherches, que je ne considère que comme préliminaires sont exprimés en 100 grammes et en 100 centimètres cubes des sarments verts et pour la comparaison en 100 grammes des sarments desséchés à 100°.

La comparaison des résultats obtenus sur les différentes zônes ont démontré qu'à l'avenir il ne serait pas nécessaire d'analyser les zônes médianes; c'est pourquoi nous n'avons analysé que les zônes 1 et 4 des sarments de la récolte en automne de 1901. Mais en outre dans quelque cas nous avons aussi analysé des sarments récoltés à différentes périodes de la végétation. Enfin nous avons aussi analysé des troncs de 2 à 3 ans et du vieux bois de 2 ans.

L'Institut Central Ampélologique Roy. Hongr. a invité les inspecteurs des pépinières de l'État à laisser intactes 6 souches américaines d'un développement moyen de toutes les 4 espèces mentionnées, jusqu'à la fin de l'année 1901, puis d'envoyer à l'Institut tous les sarments

de deux de ces souches après l'effeuillage,
ceux de 2 souches à la fin d'automne, ou
à la récolte des boutures au printemps et
ceux de 2 souches lors du débourrement.

De ces sarments nous avons analysé les zônes 1 et 4. Outre les déterminations signalées à l'examen des sarments de l'année 1900, les analyses en 1901 ont porté sur le dosage des matières suivantes :

Extrait alcoolique,
Azote,
Matières protéiques,
Cellulose,
Amidon.

Les tableaux 1 à 75 donnent tous nos résultats au fur et à mesure du développement des sarments. Pour les recherches ultérieures, il est à désirer d'étudier le développement et le milieu dans les pépinières elles-mêmes.

Les pépinières qui ont fourni les sarments américains sont les suivantes:

I. Pépinière d'américains de l'Etat de Paulis-Baraczka.
(Com. Arad.)

C'est une des plus importantes des pépinières de la Hongrie; elle est située sur le terrain d'inondation et divisée par le fleuve Maros. Superficie 75 arpents cat. (1 hectare = 1·7 arpent cat.) Le sol est de l'argile sablonneux. Altitude 117 m. Quantité des pluies annuelles 748 mm., dont 245—260 mm., durant la période de la végétation. Température maximale annuelle +30·4°, minimale —14·8°. Température moyenne pendant la période de la végétation +18·9°, correspondant à 3479 calories. Vent dominant N. E. Débourrement entre le 15—20 mars; chute des feuilles vers le 1 novembre.

II. Pépinière d'américains de l'Etat de Csála.
(Com. Arad.)

Située toute en plaine, sa superficie est de 245 arpents cat. Le sol est en argile sablonneux, plus ou moins meuble; le sous-sol est caillouteux. Pluies annuelles 567—600 mm., dont 275—300 mm. pendant la période de la végétation. Température maximale annuelle +37·6°, minimale —12·6°. Température moyenne pendant la période de la végétation +18·3°, correspondant à 3278 calories. Vent dominant: N. Débourrement vers le 15 avril; chute des feuilles entre le 6—18 octobre.

III. Pépinière d'américains de l'Etat de Balatonfüred.
(Com. Veszprém.)

Située sur un coteau, sa superficie est de 12 arpents cat. Le sol est d'argile sablonneux, médiocrement humide. Altitude 146 m. Pluies annuelles 591 mm., dont 308 mm. pendant la période de la végétation. Température annuelle maximale +30·4°, minimale —14·8°. Température moyenne pendant la période de la végétation +15·6°, correspondant à 3416 calories. Vent dominant: N. O.—S. O.

IV. Pépinière d'américains de l'Etat de Tapolcza.
(Com. Zala.)

Située en plaine, sa superficie est de 35 arpents cat. Le sol est sablonneux avec des débris de basalte, médiocrement humide; le sous-sol est pierreux. Altitude 119 - 123 m. Pluies annuelles 591 mm., dont 308 mm., pendant la période de la végétation. Température annuelle maximale +30·8°, minimale —15·6°, correspondant à 3220 calories.

V. Pépinière d'américains de l'Etat de Tarczal.
(Com. Zemplén.)

Située sur une pente douce, sa superficie est de 56 arpents. Le sol est en loess. Altitude 116 m. Pluies annuelles 460—500 mm., dont 299 mm. pendant la période de la végétation. Température annuelle maximale +31·8°, minimale —13·6°. Température moyenne de la période de la végétation +18·2°, correspondant à 3340 calories. Vent dominant N.—E.

VI. Pépinière d'américains de l'Etat de Pécsvárad.
(Com. Baranya.)

Située sur un coteau, avec une pente de 10° vers le sud-est. Le sol est de l'argile pierreux, le sous-sol est en grès. Superficie 13 arpent cat. Pluies annuelles 672 mm, dont 300—310 mm. pendant la période de la végétation. Température annuelle ma-

ximale +31·5°, minimale —14·2°. Température moyenne pendant la période de la végétation 17·5°, correspondant à 3591 calories.

Préparation des sarments pour l'Analyse.

Conformément aux instructions reçues, les pépinières ont envoyé les sarments de l'année 1900 coupés en fragments de longueur normale (45 centimètres) et ceux de l'année 1901 dans toute leur longueur avec leurs feuilles, emballés dans de la mousse humide. Les échantillons livrés à l'Institut 3 jours au plus tard après la récolte et n'ayant rien perdu de leur humidité, ont pu être soumis aussitôt aux expériences.

L'extérieur des sarments fut d'abord nettoyé des matières terreuses adhérentes, puis une partie des sarments fut soumise sur le champ au dosage du poids spécifique, de l'humidité et de la quantité des matières sèches; l'autre partie des sarments fut coupée en fragments transversaux de 3 à 4 mm. d'épaisseur, séchée dans l'étuve à 100°, puis moulue fin, sans pertes. Cette poudre fut séchée de nouveau à 100° et mise dans un flacon bouché à l'émeri.

Nous n'avons point fait usage du procédé pratiqué par MM. A. Gouin et P. Andouard (Revue de Viticulture, Tome XI. Nr. 383, p. 435) qui plongent les sarments dans de l'eau pour 24 heures, puis les font sécher pendant 6—8 jours dans un courant d'air. Ce procédé a pour but de donner aux sarments une humidité uniforme, mais nous pensons que pendant l'immersion et la dessication à l'air, il se produit des altérations qui peuvent avoir une influence essentielle, non seulement sur la constitution des sarments, mais aussi sur leur capacité hygroscopique.

Puisque bien des circonstances peuvent influer sur l'absorption de l'eau, les sarments soumis à ce traitement n'en absorberont pas la même quantité. Voilà pourquoi nous avons voulu faire nos expériences sur les sarments à l'état qu'ils affectent sur la souche.

Méthodes d'analyse.

Détermination des dimensions des sarments.

Pour déterminer les dimensions de l'écorce, du liber et du bois nous nous sommes servis d'une échelle millimétrique. Nous avons déterminé les dimensions au noeud et au milieu du mérithalle sur des coupes transversales.

Poids spécifique des sarments.

Nous avons fait d'abord de nombreuses expériences préalables afin d'établir la méthode avec laquelle on pourrait le mieux déterminer le poids spécifique des sarments contenant de nombreux vaisseaux ligneux, remplis d'air. Plus le sarment est âgé, plus il contient de vaisseaux remplis d'air qu'il est impossible d'expulser, comme on ne peut pas empêcher l'eau de pénétrer en partie dans ces vaisseaux. Nous avons trouvé que c'est le mieux de couper les sarments aux noeuds et de déterminer le poids spécifique du mérithalle entier en ayant soin que sa température soit un peu inférieure à celle de l'eau distillée employée.

Le dosage fut effectué selon la méthode connue pour la détermination du poids spécifique des corps insolubles dans l'eau. Nous avons employé un picnomètre long environ de 25 centimètres, capable de recevoir les plus longs mérithalles et le poids spécifique a été calculé selon la formule $\frac{P}{V}$.

Humidité et matières sèches.

Pour le dosage de l'humidité le sarment a été coupé en tranches transversales de 2 à 3 millimètres d'épaisseur, les morceaux furent placés dans un verre de montre accouplé et taré, puis le poids en a été déterminé. Après la pesée le ressort de la fermeture et l'un des verres ont été enlevés et le sarment a été mis dans une étuve à air chauffée à 100° et séché durant 36 heures, au bout desquelles il a été placé dans un dessiccateur et pesé sur une balance de précision. Puis nous l'avons

placé de nouveau dans l'étuve pendant 3 à 6 heures et pesé. Entre ces deux pesées nous n'avons constaté aucune différence. La différence du poids ainsi obtenu et du poids initial nous a donné le poids de l'humidité dans le sarment dosé. Cette quantité a été rapportée à 100 parties. Le poids de la substance restée dans le verre à montre après la disparition de l'humidité nous a donné la quantité des matières sèches.

Extrait éthéré.

Le dosage a été effectué de la manière suivante: 10 à 15 grammes de sarment moulu et séché à 100° ont été mis dans un tube de cellulose de Schleicher, puis traités durant 6 à 8 heures par l'éther absolu dans un appareil à extraction de Soxhlet. La solution éthérée reçue évaporée, le résidu a été desséché à 100° dans une étuve à eau, puis placé dans un dessiccateur et pesé. Du poids du résidu nous avons calculé la quantité en % de l'extrait éthéré. Dans ce résidu nous avons trouvé, outre une huile végétale, des cérines et des gommes, un acide organique inconnu et des traces de tanin.

Matières solubles dans l'alcool.

Le sarment, traité par l'éther, ayant été desséché a été placé dans une fiole de 500 cm³ et digéré avec 100 cm³ d'alcool à 70%, chauffé légèrement au bain-marie et décanté. La solution décantée a été filtrée, évaporée, desséchée dans l'étuve à eau à 100°, puis pesée. Le poids de ce résidu rapporté à 100 parties de sarment nous a donné la quantité de matières solubles dans l'alcool ou l'extrait alcoolique. L'extrait alcoolique nous a donné les réactions du tanin, du gluco-tanin, de la vanilline, des acides tartrique, citrique, succinique et des matières protéiques. Il contenait aussi de la cholestérine, des matières résineuses et des gommes, qui n'ont pas encore fait jusqu'ici l'objet d'études approfondies. Pendant la dessication de l'extrait on a eu soin d'éviter autant que possible le contact de l'air, qui, par suite de l'oxydation du tanin, donne au résidu une couleur brun-noirâtre.

Dosage de l'amidon.

3 grammes de sarment moulu et 100 grammes d'eau distillée ont été chauffés dans un autoclave sous une pression de 3·5 atmosphères pendant 3 heures. Puis la masse filtrée à chaud, on a ajouté de l'eau distillée jusqu'à ce que la quantité totale fût de 200 cm^3. Cette solution fut chauffée avec 20 cm^3 d'acide hydrochlorique à 24% avec l'application d'un condenseur à reflux. Puis la solution fut neutralisée d'abord avec du NaOH, puis avec du Na_2CO_3 et décolorée par le noir animal, filtrée et diluée avec de l'eau jusqu'à 200 cm^3. Dans cette solution on a déterminé volumétriquement le sucre par le procédé Soxhlet-Fehling.

Dans des expériences ultérieures le dosage a été effectué sur 50 cm^3 de ce liquide chauffé pendant 3 minutes avec 25 cm^3 de la solution de Fehling. Le précipité rouge a été filtré par un filtre d'amiante, puis dissous dans de l'acide sulfurique et dans cette solution on a dosé le cuivre par l'électrolyse. Du cuivre obtenu on a calculé la quantité de l'amidon rapportée à 100 parties du sarment sec.

Dosage de l'azote et des matières protéiques.

1 gramme du sarment moulu et desséché a été attaqué selon le procédé de Kjeldahl par l'acide sulfurique mélé au P_2O_5 et chauffé jusqu' à décoloration du liquide. On a ajouté à ce liquide une solution de soude caustique sans azote, mélangée de sel Seignette et de poudre de Zinc et on a distillé en recevant le produit de la distillation dans une solution décinormale d'acide sulfurique, dosée par une solution décinormale de soude caustique. Du nombre des cm^3 de l'acide sulfurique on a trouvé par calcul la quantité de l'azote rapportée à 100 parties du sarment analysé. La quantité en % de l'azote multipliée par le facteur 6·25 a donné la quantité des matières protéiques. Dans les sarments analysés nous n'avons pas trouvé des sels ammoniacaux et des sels de l'acide azotique en quantités dosables. Parmi les matières protéiques on a trouvé de l'azote à l'état d'amine et d'ammoniaque facilement décomposées par l'alcali.

Cendres.

5 à 10 grammes du sarment sec ont été incinérés avec soin dans un creuset de platine, puis les cendres ont été dissoutes dans un peu d'eau et filtrées. La solution a été évaporée à sec et le résidu avec le filtre y ayant été ajouté, le tout a été incinéré. Pour reconstituer les carbonates décomposés on a ajouté un peu de carbonate d'ammoniaque, puis on a chauffé et pesé. Les cendres obtenues ont été rapportées à 100 parties du sarment. Après la pesée les cendres ont été titrées par l'acide hydrochlorique décinormal et on a calculé le nombre des cm^3 de l'acide normal nécessaires pour la neutralisation des cendres obtenues par l'incinération de 100 parties du sarment desséché. Pour déterminer le nombre des cm^3 de l'acide normal nécessaires pour la neutralisation des parties solubles et insolubles dans l'eau des cendres, c'est à dire pour obtenir les chiffres qui indiquent la quantité des carbonates solubles et insolubles dans l'eau et respectivement les quantités d'alcalis et de terreux combinés aux acides organiques, nous avons de nouveau incinéré 5 à 10 gr. du sarment comme ci-dessus et nous avons traité les cendres par l'eau chaude. Puis nous avons titré la solution et le résidu à part.

Dosage de la cellulose.

Pour ce dosage on a traité 3 grammes de sarment sec par un mélange d'alcool et d'éther, et le résidu séché fut bouilli successivement avec une solution à 5% de soude caustique et une solution à 5% d'acide sulfurique. Puis on a lavé le résidu à l'eau chaude, à l'alcool et à l'éther, puis séché et pesé. Après la pesée, on l'a incinéré et on a déduit les cendres ainsi trouvées.

Comparaison des résultats des dosages.

Les données analytiques sont réunies sur les tableaux 1 à 75.

Le diamètre des sarments de 1900 et 1901 variait entre les limites de 15 à 16 mm., limites prescrites par les règlements

officiels pour les boutures mises en vente comme porte-greffes; nous n'avons trouvé que peu d'échantillons ayant dépassé la limite supérieure (16 mm.), ou restés en dessous de 15 mm., mais ils présentaient tous les signes extérieurs que la pratique a établis comme critères des sarments aoûtés. Le diamètre des sarments diminue régulièrement de bas en haut chez le Riparia Portalis et le Vitis Solonis, tandis que cette diminution du diamètre est brusque chez le Rupestris Monticola et le Rupestris Metallica, c'est à dire que chez les derniers les parties rapprochées de la tête du cep sont proportionnellement bien plus épaisses que vers la pointe. On ne peut pas exprimer en chiffres précis le rapport de l'épaisseur de la moëlle et du bois dans les différentes espèces, parce qu'il est très variable. Cependant on peut dire d'une manière fort générale, que le diamètre de la moëlle, comparé a celui du sarment est chez les Riparia Portalis, sans égard à leur provenance, dans la proportion de 1 : 2 près de la souche; dans les parties médianes et près de la pointe, le rapport est si variable qu'il est de 1 : 1 vers la pointe et souvent même plus défavorable. Chez les Rupestris Metallica, le rapport de 1 à 3 est encore plus fréquent. D'autre part le rapport de la moëlle au bois est du reste fort variable chez les différentes espèces, suivant le sous-sol humide et les procédés de culture.

Poids spécifique.

Le poids spécifique des sarments américains examinés a montré une assez grande constance, la valeur moyenne ne varie que peu, et l'on peut dire que chez les Riparia Portalis bien aoûtés le poids spécifique se trouve autour de 0·80 et reste rarement au dessus de 0·85, mais il peut aussi descendre au dessous de 0·80. C'est la même règle pour le Vitis Solonis. Le poids spécifique des Rupestris Monticola et Rupestris Metallica oscille entre 0·85 et 0·92.

Variations du poids spécifique des sarments amér.

Récolte de 1900.

	minimum	maximum	moyenne
Riparia Portalis	0·72611	0·87006	0·79808
Rupestris Monticola	0·8342	0·9325	0·8833
Rupestris Metallica	0·91451	0·98423	0·93428
Vitis Solonis	0·8068	0·8727	0·8397

Récolte de 1901.

	minimum	maximum	moyenne
Riparia Portalis	0·7294	0·93678	0·8301
Rupestris Monticola	0·88143	0·95549	0·91826
Rupestris Metallica	0·87361	0·9477	0·91065
Vitis Solonis	0·77313	0·9076	0·84036

Au début de la végétation le poids spécifique des sarments se trouve au dessus de l'unité, et décroît graduellement jusqu'à la fin de la végétation.

Le minimum du poids spécifique a été observé déjà vers la fin de septembre chez les sarments de Paulis—Baraczka et seulement à la fin de novembre chez ceux de Tarczal.

Humidité et matières sèches.

Les sarments de 1900 ont montré à la fin de la végétation, sans distinction d'espèces, une humidité variant entre 42—50%. Les sarments de Mezőkövesd et de Tapolcza ont seuls présenté une humidité supérieure à 50% (entre 50 –55%). Presque toujours l'humidité des fragments de différentes longueurs était la même, mais il y a aussi des cas où les parties supérieures en contenaient moins que ceux coupés près de la tête du cep. Nous croyons cependant que cette différence d'humidité est due à une perte d'eau survenue après la coupe des échantillons. Les différentes espèces ne présentent pas une différence notable.

Chez les sarments du Riparia Portalis de 1901 l'humidité variait entre 46—52%; il en est de même pour les trois autres espèces en 1901. Les fragments coupés près de la souche montrent ordinairement moins d'humidité que ceux voisins

de la pointe du sarment, mais nous avons aussi vu le cas contraire.

On ne peut établir de règle fixe, car c'est la quantité de l'eau circulante qui varie le plus, selon l'humidité et la nature du sol et la température ambiante, non seulement à la fin de la végétation mais aussi pendant le repos de la nature, en hiver.

Ces dosages cependant nous ont permis d'établir que l'humidité diminue pendant la période végétative, du printemps à l'automne et arrive à son minimum en novembre où elle reste jusqu'au printemps. Chez les sarments qui ont hiverné sur la souche, l'humidité recommence à augmenter en avril, avec l'élévation de la température ambiante, jusqu'au dessus de 51—52%.

Résultats pour les sarments du Riparia Portalis provenant de Tarczal.

		100 grammes de sarment vert contiennent		
Récolté le		Poids spécifique	Humidité	Matières sèches
8./VI. 1901.	I.	1·0468	77·791	22·209
	II.	1·0477	82·782	17·218
21./IX. 1901.	I.	0·9431	54·793	45·207
	II.	0·9875	60·658	39·342
3./XII. 1901.	I.	0·79902	47·056	52·944
	II.	0·8452	46·472	53·528
17./III. 1902.	I.	0·76803	48·183	51·817
	II.	0·79518	46·488	53·512
12./IV. 1902.	I.	0·90441	52·802	47·198
	II.	0·93678	51·687	48·313

Ce tableau nous montre aussi que le poids spécifique est jusqu'à un certain point en rapport étroit avec les variations de l'humidité, puis que la quantité des matières sèches augmente jusqu'à novembre où elle atteint son maximum. En hiver et au printemps la matière sèche des parties inférieures du sarment est plus faible, que celle des parties supérieures du même sarment; il semble que la sève capillaire commence déjà dans le courant de l'automne sa migration de la souche vers la pointe du sarment.

Le maximum et le minimum des matières sèches dans les sarments de 1901 à la fin de la végétation:

	100 gr. de sarment vert contiennent maximum	minimum
Chez le Riparia Portalis	56·23	44·114
Rupestris Monticola	57·042	51·790
Rupestris Metallica	56·619	52·361
Vitis Solonis	58·984	51·929

La comparaison par rapport à 100 centimètres cubes du sarment vert donne par espèce et par pépinière les chiffres suivants:

	Riparia Portalis		Rupestris Monticola	
	100 cm³ du sarment vert contiennent			
	maximum	minimum	maximum	minimum
Tarczal	45·2418	38·8512	52·9542	29·4784
Paulis-Baraczka	45·781	24·2717	50·5005	22·6845
Pécsvárad	44·93	38·9088	49·245	45·9554
Csála	45·78	41·8918	50·5278	41·890
Balaton-Füred	45·7857	41·5401	48·859	44·5906

	Rupestris Metallica		Vitis Solonis	
	100 cm³ du sarment vert contiennent			
	maximum	minimum	maximum	minimum
Tarczal	52·1433	48·330	45·1277	43·1297
Paulis-Baraczka	—	—	54·420	24·852
Pécsvárad	49·9616	48·33	47·778	40·1324
Csála	52·0704	43·480	49·7118	48·7694
Balaton-Füred	—	—	—	—

Nous devons remarquer que les résultats analytiques ont été obtenus à 100° et qu'à cette température les matières sèches contiennent encore de l'humidité qui pourra être chassée à une température plus élevée (110°), mais en ce cas il peut se produire des erreurs par la perte de matières volatiles et par des décompositions chimiques.

Extrait éthéré.

L'éther a dissous dans les sarments des cires végétales, de la gluco-vanilline, des traces de cumarine, de l'huile végétale, des

résines, un acide végétal inconnu et des traces de tanin. On pourrait s'attendre à ce que les sarments bien conditionnés, cultivés dans un terrain et sous un climat favorables contiendraient une plus grande quantité de matières cérineuses exsudées pour leur conservation, que les sarments moins bien conditionnés, mais nos résultats n'ont pas confirmé cette hypothèse.

Maximum et minimum des extraits éthérés dans les sarments de l'année 1900.

	100 cm³ de sarment vert contiennent		*100 gr. de sarment sec contiennent*	
	maximum	minimum	maximum	minimum
Riparia Portalis ---	0·27556	0·12028	0·60565	0·27935
Rupestris Monticola	0·33169	0·19480	0·62002	0·41617
Rupestris Metallica	0·3476	0·2401	0·62446	0·45133
Vitis Solonis --- ---	0·27241	0·22889	0·53816	0·49236

Le même dans les sarments de 1901.

	100 cm³ de sarment vert contiennent		*100 gr. de sarment sec contiennent*	
	maximum	minimum	maximum	minimum
Riparia Portalis ---	0·32198	0·088239	0·747	0·30392
Rupestris Monticola	0·33746	0·12138	0·7219	0·38871
Rupestris Metallica	0·38556	0·17806	0·7717	0·35965
Vitis Solonis --- ---	0·33538	0·121	0·70687	0·4732

La comparaison de ces chiffres montre que le maximum en extrait éthéré a été plus élevé dans les sarments de 1901, que dans ceux de 1900.

Les quantités d'extraits éthérés réunis d'après la provenance des sarments donnent les chiffres suivants :

Tarczal :

	100 cm. cubes du sarment vert contiennent		*100 gr. du sarment sec contiennent*	
	maximum	minimum	maximum	minimum
Riparia Portalis ---	0·16678	0·11807	0·36231	0·30392
Rupestris Monticola	0·29070	0·13689	0·5689	0·38871
Rupestris Metallica	0·19676	0·13806	0·38877	0·35965
Vitis Solonis --- ---	0·30388	0·30287	0·55355	0·53638

	100 cm. cubes du sarment vert contiennent		*100 gr. du sarment sec contiennent*	
Paulis-Baraczka:	maximum	minimum	maximum	minimum
Riparia Portalis	0·3087	0·10944	0·747	0·3636
Rupestris Monticola	0·2871	0·12138	0·7219	0·5651
Rupestris Metallica	0·2108	0·2167	0·4290	0·41566
Vitis Solonis	0·33538	0·1215	0·6224	0·48915
Csála:				
Riparia Portalis	0·17893	0·15346	0·3920	0·3664
Rupestris Monticola	0·27829	0·2246	0·5310	0·4399
Rupestris Metallica	0·29102	0·2794	0·59020	6·5589
Vitis Solonis	0·23675	0·23089	0·4915	0·4732
Pécsvárad:				
Riparia Portalis	0·32198	0·29429	0·7196	0·7165
Rupestris Monticola	0·3374	0·3281	0·70676	0·6852
Rupestris Metallica	0·3835	0·2358	0·70681	0·74517
Vitis Solonis	0·32394	0·2358	0·76687	0·63461
Balaton-Füred:				
Riparia Portalis	—	—	—	—
Rupestris Monticola	0·23011	0·1916	0·4709	—
Rupestris Metallica	—	—	—	—
Vitis Solonis	0·1703	0·1544	0·3549	—

La quantité de l'extrait éthéré de la matière sèche a été, en général, la plus grande dans les sarments de Paulis-Baraczka et Pécsvárad, puis viennent ceux de Csála et Balaton-Füred.

Extrait alcoolique du sarment.

L'alcool à 70% de vol. a extrait du sarment plusieurs matières, qui peuvent être considérées comme matières nutritives essentielles. L'extrait alcoolique n'a pas été analysé quantitativement, mais nous y avons démontré du tanin et de l'acide gallique, de l'acide tartrique, des acides citrique, malique et succinique, puis des traces des sels de ces acides avec de la chaux et du potassium, des matières protéiques et, en traces, du sucre, de la dextrine, de la gomme et du cholestérine.

Les dosages ont prouvé que la quantité de l'extrait alcoolique a augmenté pendant la végétation, mais sa composition a aussi toujours varié. Dans l'extrait des pousses de 3 à 4 mois il y a du sucre; les acides organiques y sont libres et en quantités bien démontrables; la quantité des sels des acides organiques avec l'alcali et la chaux est moindre. La quantité de l'extrait atteint son maximum en novembre.

Voici la comparaison des valeurs maxima et minima:

Sarments de l'année 1901.

	100 cm³ de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
	maximum	minimum	maximum	minimum
Riparia Portalis ---	8·4275	1·3924	19·7824	9·30
Rupestris Monticola	9·9656	1·9775	19·500	6·6295
Rupestris Metallica	8·4968	4·163	17·580	6·5776
Vitis Solonis --- ---	7·6975	2·3416	16·214	6·0087

La quantité de l'extrait alcoolique, exprimée en matières sèches, a été trouvée la plus grande chez le Riparia Portalis et puis le Rupestris Monticola et a diminué graduellement chez le Rupestris Metallica et le Vitis Solonis, et chez ce dernier le maximum a été de 16·214 à la fin de la végétation. C'est à ce moment que l'extrait alcoolique atteint son maximum, qui ne varie pas durant l'hivernation du sarment, mais sa quantité relative baisse chez chaque espèce dans le sarment vert, ce qui est causé en partie par la quantité d'eau, augmentant dans cette période, et par la diminution proportionelle des matières sèches qui en résulte.

Amidon.

Nous n'avons pas analysé les sarments de l'année 1900 pour leur teneur en amidon. Les dates de l'année 1901 nous montrent que la quantité en a augmenté d'une manière plus ou moins régulière pendant le développement, et a atteint son maximum en novembre. Ni la diversité des espèces, ni celle des lieux de provenance ne l'ont influencée sensiblement. Dans la plupart des cas, la partie basale du sarment s'est trouvée plus riche en amidon que la partie supérieure, mais nous avons aussi vu le contraire.

Voici les chiffres représentant l'augmentation de la teneur d'amidon des sarments du Riparia Portalis provenant de Tarczal et de Paulis-Baraczka.

Riparia Portalis, récolte de Tarczal 1901.

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
recueilli	la base	la pointe	la base	la pointe
1901. VI/8.	1·7151	1·8607	7·3618	10·314
IX/12.	5·4431	3·1080	12·166	8·00
XI/30.	7·1492	7·5459	16·90	16·68
1902. III/17.	6·6149	6·214	16·52	16·81

Riparia Portalis, récolte de Paulis-Baraczka 1901.

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
recueilli	la base	la pointe	la base	la pointe
1901. VII/1.	1·8291	1·7239	8·20	8·19
IX/12.	2·8715	3·8096	9·661	8·559
XI/23.	6·3069	6·5188	14·22	15·76
1902. IV/15.	6·1068	5·8580	14·00	14·72

Voici les valeurs maxima et minima de la teneur en amidon durant le développement du sarment.

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
	maximum	minimum	maximum	minimum
Riparia Portalis ---	7·5459	1·71151	16·9	7·3618
Rupestris Monticola	8·4132	1·3443	16·66	7·22
Rupestris Metallica	8·9320	1·5085	17·13	6·00
Vitis Solonis --- ---	7·6635	2·5202	15·333	7·59

Chez les diverses espèces la différence est très petite entre les valeurs maxima du contenu d'amidon de la matière sèche. La valeur relative a été la plus grande pour le Rupestris Metallica à la fin de la végétation, mais c'est aussi cette même espèce qui nous a montré le moindre pour cent durant le développement. Le maximum de l'amidon de la matière sèche a été le moindre chez le Vitis Solonis à la fin de la végétation.

Tableau du contenu d'amidon d'après les pépinières et les espèces durant la végétation.

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
	maximum	minimum	maximum	minimum
Pépinière de Tarczal:				
Riparia Portalis	7·5459	1·7115	16·90	7·3618
Rupestris Monticola	4·8965	2·8199	10·966	9·2310
Rupestris Metallica	8·9320	5·2073	17·130	10·270
Vitis Solonis	4·6286	4·0737	9·4190	9·0409
Pépinière de Paulis-Baraczka:				
Riparia Portalis	6·5188	1·7239	15·7600	8·1900
Rupestris Monticola	8·41326	1·79091	16·6600	7·8946
Rupestris Metallica	—	—	—	—
Vitis Solonis	7·6635	6·5687	12·9800	6·000
Pépinière de Csála:				
Riparia Portalis	6·8986	5·9418	15·1150	14·1840
Rupestris Monticola	7·5408	6·7129	14·3880	13·2740
Rupestris Metallica	6·3113	5·7725	12·1700	12·1200
Vitis Solonis	5·8553	5·5598	12·0000	11·5400
Pépinière de Pécsvárad:				
Riparia Portalis	6·5188	6·3069	15·7600	14·2200
Rupestris Monticola	7·5971	6·5218	15·4270	14·0500
Rupestris Metallica	6·4440	6·0152	13·3340	12·0400
Vitis Solonis	7·0219	5·5665	15·3300	13·8700

Ces chiffres nous montrent que le sol et le climat de Tarczal ont été les plus favorables pour le dépôt d'amidon chez le Riparia Portalis et le Rupestris Metallica, à Baraczka et à Csála le Riparia Portalis et le Rupestris Metallica ont été les plus favorisés et à Pécsvárad le Riparia Portalis, Rupestris Monticola et le Vitis Solonis. Quant à la cause de cette différence, nous n'avons pas pu constater si c'était la pureté de l'espèce ou la disposition des souches, le degré du développement, ou les moyens de culture ou bien les conditions climatériques qui l'ont déterminée.

Nous n'avons trouvé du sucre libre qu'en traces dans ces sarments.

Cellulose.

La cellulose est une partie essentielle de la vigne parce qu'elle en forme le squelette. Elle représente surtout, dans ses diverses variations, comme la cellulose pure, la lignine et l'hemicellulose, le paragalactan, la dextrocellulose et la pentose la famille des hydrates de carbone. Comme lignine sa quantité augmente durant la végétation, mais, seule, elle n'est pas nécessairement un critère du degré d'aoûtement du sarment. Les dates relatives à 100 volumes de sarment vert, aussi bien qu'à cent grammes de matière sèche, nous montrent que la quantité de la cellulose est souvent plus grande dans les parties jeunes que dans les plus âgées.

Nous avons trouvé que les quantités de cellulose du Riparia Portalis varient dans les proportions suivantes:

Date de la récolte et la pépinière	*100 vol. de sarment vert*		*100 gr. de matières sèches*	
	la base	la pointe	la base	la pointe
Tarczal				
1901. VI/8.	13·2536	10·725	57·008	59·455
1991. IX/21.	18·0996	12·8166	42·85	32·98
1901. XI/30.	22·094	17·7162	52·23	39·16
1902. III/17.	20·999	21·362	52·75	50·21
Baraczka				
1901. VII/1.	11·1517	9·5151	49·99	45·2000
1901. IX/12.	18·4933	12·1899	46·9037	50·2200
1901. XI/23.	19·5468	18·3197	44·07	44·31
1902. III/15.	18·0393	17·9441	45·27	45·11

Voilà les valeurs maxima et minima selon les espèces:

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
	max.	min.	max.	min.
Riparia Portalis	22·094 T. XI/23.	9·5151 B. VII/1.	59·455 T. VII/8.	31·06 B. XII/2.
Rupestris Monticola	26·9319 Cs. XI/23.	8·2145 B. VII/1.	53·33 Cs. XI/23.	33·14 B.f.XII/11.

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
	max.	min.	max.	min.
Rupestris Metallica	24·509 T. IX/21.	17·0759 Cs. XI/19.	47·53 R. XI/12.	36·00 Cs. XI/19.
Vitis Solonis	28·3374 B. XI/23.	12·185 B. XII/1.	55·44 —	34·28 B. XI/23.

Ces chiffres nous montrent, que la teneur en cellulose de la matière sèche a été la plus grande chez le Riparia Portalis et le Vitis Solonis. Quant aux chiffres relatifs à 100 volumes de sarment ceux du Vitis Solonis, Rupestris Monticola et Rupestris Metallica sont plus élevés que ceux du Riparia Portalis.

Selon la provenance nous avons trouvé:

Tarczal:	*100 volumes de sarment* max.	min.	*100 gr. de matières sèches* max.	min.
Riparia Portalis	22·0940	10·725	59·455	32·980
Rupestris Monticola	25·6259	12·7054	50·140	43·100
Rupestris Metallica	24·507	19·3775	47·000	39·190
Vitis Solonis	21·6986	21·3387	49·460	47·405
Csála:				
Riparia Portalis	16·7296	15·6003	37·24	36·65
Rupestris Monticola	26·9319	20·7345	53·33	41·00
Rupestris Metallica	18·8237	17·0759	36·15	36·00
Vitis Solonis	18·2624	18·1165	37·61	37·47
Balaton-Füred:				
Riparia Portalis	—	—	—	—
Rupestris Monticola	16·6462	15·580	34·07	33·140
Rupestris Metallica	—	—	—	—
Vitis Solonis	17·2685	16·0819	36·60	35·470
Baraczka:				
Riparia Portalis	19·5468	9·5151	50·22	45·11
Rupestris Monticola	16·487	8·2145	43·07	43·07
Rupestris Metallica	—	—	—	—
Vitis Solonis	28·3374	12·185	55·44	34·28
Pécsvárad:				
Riparia Portalis	20·67049	18·5569	46·00	45·38
Rupestris Monticola	20·781	18·337	42·2	39·50
Rupestris Metallica	22·0774	23·7464	47·53	45·68
Vitis Solonis	18·9574	17·177	42·78	41·36

La comparaison de ces chiffres nous montre qu'indépendamment des espèces, la vigne produit le plus de cellulose à Tarczal, puis viennent les sarments des pépinières de Baraczka, Pécsvárad, Csála et Balatonfüred. La quantité de la cellulose augmente avec la durée de la végétation.

Azote, matières protéiques.

L'azote, c'est-à-dire les matières protéiques, ont une grande importance dans la vie de chaque plante et il faut que leur quantité soit proportionelle avec le degré du développement du sarment, car elles servent d'intermédiaires à la production de la cellulose et des hydrates de carbone. L'analyse a démontré que dans les chiffres calculés sur 100 volumes de sarment vert, la quantité des principes azotés a continuellement augmenté durant la végétation, mais en rapportant ces chiffres à la matière sèche, nous trouvons que le sarment contient plus de matières azotées au commencement de la végétation qu'à la fin; puis que cette quantité est plus grande vers la pointe du sarment, c'est-à-dire dans les parties jeunes, que dans les parties inférieures.

On peut voir la même chose dans le tableau suivant:

Riparia Portalis.

Tarczal: recueilli		*100 vol. de sarment vert* base	pointe	*100 gr. de matière sèche* base	pointe
8./VI 1902.	azote	0·1447	0·11063	0·62272	0·61331
	protéine	0·9047	0·6925	3·8916	3·8331
21./IX	azote	0·1343	0·1359	0·3150	0·3500
	protéine	0·8394	0·8498	1·9687	2·1875
30./XI	azote	0·2191	0·2406	0·5100	0·5320
	protéine	1·0058	1·4997	3·2374	3·3150
17./III 1903.	azote	0·1893	0·2055	0·4760	0·4830
	protéine	1·1839	1·2843	2·9750	3·0187
Baraczka:					
1./VII 1903.	azote	0·1483	0·1547	0·6650	0·7350
	protéine	0·9271	0·7970	4·1620	4·5937
12./IX	azote	0·2622	0·1614	0·6650	0·6650
	protéine	1·6389	1·0087	4·1562	4·1562
28./XI	azote	0·1988	0·1967	0·4484	0·4760
	protéine	1·24297	1·2297	2·8025	2·9750

Selon les espèces les maxima et minima de la matière protéique en $^0/_0$ sont les suivants pendant le développement:

Nom de l'espèce	*100 vol. de sarment vert* max.	min.	*100 gr. de matières sèches* max.	min.
Riparia Portalis ---	1·848 / Pv.XI/12.	0·8394 / T. IX/21.	4·5937 / B. VII/1.	2·7125 / B.XII/11.
Rupestris Monticola	1·7631 / T. VI/30.	0·6181 / T. IX/21.	5·9060 / B. VII/1.	2·4500 / Cs.III/21.
Rupestris Metallica	1·5361 / Pv.XI/12.	0·79844 / T. IX/21.	3·2375 / Pv.III/21.	2·1875 / T. IX/12.
Vitis Solonis --- ---	1·5713 / B. XI/28.	0·8157 / T. IX/12.	6·7812 / B. VII/1.	1·8593 / T. IX/21.

Le maximum a été le plus élevé durant la végétation chez le Vitis Solonis 6·7812, puis chez le Rupestris Monticola, après chez le Riparia Portalis et en dernier lieu chez le Riparia Metallica où il est de 3·2375$^0/_0$.

Maxima et minima des matières protéiques selon les pépinières:

	100 vol. de sarment vert max.	min.	*100 gr. de matières sèches* max.	min.
Tarczal:				
Riparia Portalis ---	1·8390	0·6925	3·8916	2·9750
Rupestris Monticola	1·763	0·6181	3·7500	1·7281
Rupestris Metallica	1·2996	0·7988	2·6250	1·5312
Vitis Solonis --- ---	1·1298	0·8157	2·7220	1·8593
Baraczka:				
Riparia Portalis ---	1·6389	0·9271	4·5937	2·8025
Rupestris Monticola	1·3698	0·8483	5·9060	2·7100
Rupestris Metallica	—	—	—	—
Vitis Solonis --- ---	1·6855	0·8231	6·7812	2·4062
Csála:				
Riparia Portalis ---	1·5410	1·2411	3·5625	2·8870
Rupestris Monticola	1·5722	1·2378	3·0000	2·4500
Rupestris Metallica	1·5490	1·1206	3·0623	2·3625
Vitis Solonis --- ---	1·5713	1·483	3·1500	2·883
Pécsvárad:				
Riparia Portalis ---	1·8481	1·1914	4·1125	3·0625
Rupestris Monticola	1·5512	1·3430	3·1550	2·8875

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
	max.	min.	max.	min.
Rupestris Metallica	—	—	—	—
Vitis Solonis	1·5050	0·9129	3·2375	2·1875
Balaton-Füred :				
Riparia Portalis	1·2819	1·0294	2·9750	2·7025
Rupestris Monticola	1·2875	1·0466	2·8875	2·4500

Sans prendre en considération les espèces, nous avons trouvé le maximum le plus élevé chez les sarments provenant de Baraczka, puis viennent par ordre décroissant les sarments de Pécsvárad, Csála, Tarczal et Balaton-Füred.

J'attribue au mode de culture ce fait que la quantité des matières protéiques a varié dans les analyses faites en différentes saisons. La quantité moyenne de l'azote baissera après la taille en vert, lorsque le sarment portera de nouvelles pousses latérales. C'est pourquoi on ne peut pas même s'attendre à obtenir une valeur constante, ne fût-ce que pour une semaine.

Cendres.

En comparant la quantité des cendres des sarments des années 1900 et 1901, nous trouvons que sous le rapport de la matière sèche il n'y a pas de différence appréciable entre les parties prises à une différente hauteur du même sarment, mais il y a une différence entre les espèces et les pépinières.

Voici les valeurs maxima et minima des sarments aoûtés provenant des diverses pépinières.

Récolte de sarments de l'année 1900.

	100 vol. de sarment vert		*100 gr. de matières sèches*	
	max.	min.	max.	min.
Riparia Portalis	1·4091	0·9612	3·4267	2·2334
Rupestris Monticola	1·67126	0·9976	3·1773	2·1495
Rupestris Metallica	1·3281	1·2070	2·7410	2·2715
Vitis Solonis	1·4439	1·2252	2·9928	2·5478

Récolte de sarments de l'année 1901.

	max.	min.	max.	min.
Riparia Portalis	1·7054	0·9274	3·8250	2·4022
Rupestris Monticola	1·8038	1·0583	4·4562	2·3150
Rupestris Metallica	1·5117	1·0583	4·4562	2·0877
Vitis Solonis	1·7714	1·1280	3·9810	2·4600

Selon les espèces de l'année 1900 la plus grande quantité de cendres a été trouvée chez le Riparia Portalis, puis le Vitis Solonis, Rupestris Monticola et Rupestris Metallica.

Durant le développement, le maximum des cendres de la matière sèche des parties basales et supérieures du sarment nous donnent les chiffres suivants chez le Riparia Portalis:

	base	pointe
Tarczal, le 8 juin 1901	4·647	6·3799
« « 21 sept. 1901	2·8694	3·2314
« « 30 nov. 1901	2·895	2·460
Baraczka, le 1 juillet 1901	4·9062	5·2287
« « 12 sept. 1901	3·3455	3·8213
Csála: vieux bois de Riparia de 2 ans	2·9024	—
Mezőkövesd: souche de Riparia 3 ans	4·020	—

Voici les valeurs moyennes des cendres de la matière sèche de la partie inférieure du sarment, à la fin de la végétation selon les pépinières:

	Riparia Portalis	*Rupestris Monticola*	*Rupestris Metallica*	*Vitis Solonis*
Tarczal	2·6675	2·5215	2·3000	2·6775
Baraczka	2·5593	3·5770	—	2·8483
Csála	3·0045	2·6600	2·9240	3·2708
Pécsvárad	3·3660	3·1280	2·4485	3·6790
B.-Füred	3·8250	—	—	3·225

Les parties solubles et insolubles des cendres proviennent des sels des acides organiques qui se trouvent dans le sarment. La partie soluble contient les carbonates d'alcali provenant des sels d'alcali des acides organiques et la partie insoluble est formée par les carbonates des alcalis-terreux. Le nombre de centimètres-cube de l'acide sulfurique normal employé à la neutralisation est proportionnel à la quantité des sels des acides organiques contenus dans le sarment.

1 centimètre cube d'acide normal est équivalent à 0·113 g. de tartrate de potasse neutre ($C_4H_4K_2O_6$), ou de K_2CO_3 correspondant; à 0·188 g. de hydrotartrate de potasse ($C_4H_5KO_6$); à 0·94 g. de tartrate de chaux ($C_4H_4CaO_6$) ou à la quantité correspondante de carbonates.

Le nombre de cm^3 d'acide normal nécessaire à la neutralisation complète des cendres augmente durant la végétation, et

c'est en raison directe que baisse le nombre des cm^3 d'acide nécessaires pour neutraliser la partie soluble, c'est-à-dire que la quantité des sels alcalins baisse et celle des sels calcaires augmente durant la végétation, p. e. pour neutraliser chez le R. Portalis en 100 vol. de sarment vert:

Paulis-Baraczka:

	tous les cendres		*la partie soluble*		*la partie insoluble*	
	il fallait de l'acide normal en cm^3:					
	base	pointe	base	pointe	base	pointe
12/IX.	15·87	8·089	5·252	4·18	10·3614	3·80
23/XI.	16·998	12·818	4·32	4·37	12·6781	3·54
Tarczal:						
21/IX.	18·998	17·484	6·0519	4·603	13·043	12·66
23/XI.	21·0543	22·579	4·65	4·659	16·371	17·91

Il fallait plus d'acide pour neutraliser les cendres de la partie basale du sarment, que celles de la partie supérieure. C'est possible qu'en analysant quantitativement les cendres et qu'en recherchant les variations de la quantité de l'alcali, de la chaux et de l'acide phosphorique pendant le développement du sarment, on pourra trouver une règle qui nous donnera le critère de l'aoûtement du sarment.

La discussion des données de l'analyse constitue une question purement physiologique et nous ne la poursuivons pas. Nous faisons seulement remarquer, que le rapport de la matière de réserve à la cellulose, a été souvent plus favorable dans la partie supérieure du sarment que dans sa partie basale, cependant c'est justement la partie basale qui nous montre d'une façon plus claire ces signes extérieures qui sont considérés dans la pratique comme critères de l'aoûtement du sarment.

Nous donnons dans le tableau suivant le rapport des principales matières de réserve avec la cellulose, puis celui de l'amidon avec la matière protéique et enfin celui de la matière protéique avec les cendres dans les 4 sarments américains (selon les pépinières à la fin de la végétation) de l'année 1901.

Provenance et partie analysée du sarment		Rapport de l'amidon à 100 p. de cellulose	Rapport des matières protéiques à 100 p. de cellulose	Rapport des cendres à 100 p. de cellulose	Rapport de l'extrait alcoolique à 100 p. de cellulose	Rapport des matières protéiques à 100 p. d'amidon	Rapport des cendres à 100 p. de matières protéiques
				Riparia Portalis			
B.-Füred	p. bas.	35·240	8·733	12·31	58·969	24·34	141·01
	sup.	—	—	—	—	—	—
Csála	bas.	41·236	7·8772	8·9361	39·290	19·082	113·440
	sup.	38·088	7·9551	7·457	39·609	20·888	93·728
Baraczka	bas.	32·666	6·3592	6·1642	40·821	19·708	96·934
	sub.	35·567	6·7140	5·4213	36·492	18·876	80·746
Pécsvárad	bas.	33·87	8·9597	7·363	35·587	26·389	82·55
	sup.	38·210	7·1342	7·4724	28·118	28·670	95·473
Tarczal	bas.	32·356	6·1985	6·2810	37·879	19·156	89·4208
	sup.	42·594	8·4652	9·5889	47·568	19·874	74·208
				Rupestris Monticola			
B.-Füred	bas.	41·913	7·7049	10·036	56·871	18·78	140·63
	sup.	41·641	7·8928	10·0337	52·383	17·753	139·83
Csála	bas.	32·096	8·1863	9·2205	40·396	25·52	112·66
	sup.	30·688	8·3754	8·223	36·956	27·296	98·188
Baraczka	bas.	31·239	6·0862	5·6397	32·435	16·281	110·88
	sup.	34·946	5·9159	6·5687	34·367	16·928	111·03
Pécsvárad	bas.	36·5562	7·4645	7·464	38·729	20·414	99·523
	sup.	35·5702	7·313	7·9039	35·934	20·555	108·07
Tarczal	bas.	18·411	6·88	6·481	38·891	37·376	94·200
	sup.	20·546	6·8049	5·1447	36·288	33·113	75·604
				Rupestris Metallica			
Csála	bas.	33·529	8·179	8·055	38·64	24·544	97·88
	sup.	33·805	6·562	8·155	38·00	19·412	124·27
Pécsvárad	bas.	29·19	6·7147	5·4115	38·485	24·544	97·88
	sup.	25·331	6·4432	5·104	30·296	19·412	124·27
Tarczal	bas.	33·529	8·179	8·055	38·64	24·544	80·718
	sup.	33·805	6·563	8·155	38·00	19·412	79·183
				Vitis Solonis			
B.-Füred	bas.	36·694	6·933	10·803	42·568	19·980	145·490
	sup.	32·466	7·152	10·594	40·157	22·030	148·120
Csála	bas.	32·076	8·186	9·220	40·336	25·520	112·630
	sup.	30·683	8·375	8·223	36·958	27·296	98·187
Baraczka	bas.	24·927	5·545	5·879	26·735	22·593	106·735
	sup.	37·281	8·423	7·687	36·567	22·593	91·269
Pécsvárad	bas.	37·072	5·288	9·141	30·367	14·266	173·020
	sup.	32·421	5·313	7·940	33·325	16·402	149·310
Tarczal	bas.	28·82	6·632	6·303	39·868	23·019	95·087
	sup.	26·256	6·252	5·731	40·265	23·809	85·918

Recherches sur les sarments américains faites à l'Etranger.

MM. A. Gouin et P. Andouard (Revue de Viticulture. 1899. No 291 p. 75) ont étudié les sarments du Riparia Gloire de Montpellier à différents degrés de développement et des provenances les plus diverses. Ils en ont déterminé la densité, la teneur en matière sèche et en eau, et ils ont cherché dans ces trois facteurs la base de l'aoûtement du sarment. Leurs recherches ont montré que pendant la végétation la matière sèche du sarment augmente et que sa densité diminue. En interprétant ces données ils ont exprimé l'opinion, que les sarments du Riparia Gloire cultivés en France, d'une densité inférieure à 0·85 sont excellents et que ceux dont la densité dépasse 0·90 ne sont que des bois médiocres.

Voilà les résultats de leurs recherches, (rapportées au poids de 100 cm³ de sarment):

Provenance	Matière sèche	Eau	Densité
Département de l'Aude	42·70	39·74	0·8252
« du Gard	40·53	42·43	0·8296
Pyrénées-Orientales	42·19	41·88	0·8407
Gard	46·46	38·10	0·8456
Loire-Inférieure	40·98	43·89	0·8487
Gard	46·83	40·37	0·8720
Loire-Inférieure	48·48	40·16	0·8864
Gard	43·83	44·99	0·8882
Loire-Inférieure	48·34	44·23	0·9257
Hérault	45·21	47·45	0·9266
Loire-Inférieure	40·87	52·66	0·9353
Loire-Inférieure	48·82	47·56	0·9538
Aude. Vigne de 2 ans	50·42	45·08	0·9550
Loire-Inférieure	48·36	47·35	0·9571

A titre de comparaison nous donnons les chiffres obtenus pour le sarment d'un an et la souche de 2 et 3 ans du Riparia Portalis provenant des pépinières hongroises.

Pépinière	Matière sèche	Eau	Densité
Tarczal	42·2418	39·278	0·8452
Baraczka	45·781	39·691	0·8247

Pépinière	Matière sèche	Eau	Densité
Pécsvárad	44·938	38·868	0·83909
Csála	45·64	35·47	0·81117
Balaton-Füred	45·787	39·5002	0·85286
Souche de 2 ans	45·4972	45·0208	0·90518
Souche de 3 ans	49·5687	51·0119	0·9849

MM. A. Gouin et P. Andouard ont publié leurs recherches ultérieures dans la Revue de Viticulture 1901. No 383 p. 435. sous le titre «De la qualité des sarments américains». A cette occasion ils ont étudié les sarments Rupestris du Lot, dont ils ont déterminé outre la densité, la quantité d'eau et de matières sèches, la teneur en amidon et en principes azotés, en recherchant surtout dans ces deux derniers facteurs la base de l'aoûtement du sarment. Parallèlement à ces analyses ils ont aussi comparé les sarments au moyen d'épreuves pratiques, en les mettant séparément dans de l'eau distillée; ils les ont laissés pousser dans des conditions uniformes en observant le nombre de jours, pendant lequel chacun d'eux serait apte à entretenir sa végétation avec ses propres ressources. Ils ont recueilli les feuilles de ces pousses, lorsqu'elles commençaient à jaunir et à la fin de la végétation, puis les feuilles, les fleurs et les rameaux, et ils ont dosé la quantité de la matière sèche transgressée et la teneur en principes azotés. Ces expériences parallèles ont démontré, que les pousses dont les sarments ont été riches en principes azotés, ont végété le plus longtemps et ont été les plus riches en matières sèches. Ils n'ont pas pu démontrer en quoi consiste le rôle de la quantité d'amidon dans l'aoûtement du sarment.

Le Rupestris du Lot, objet de cette étude, provenait des pépinières suivantes:

A) Coteaux de Maine et Loire; pépinière épuisée, ne fournissant que des bois de très faible calibre.

B) Loire-Inférieure: terre profonde mais médiocre, plutôt froide, où le Rupestris Metallica se plaît, et où le Rupestris du Lot végète assez faiblement.

C) Gard: plateau argilo-calcaire, à la limite pour le Riparia. Végétation modérée.

D) Loire-Inférieure: voisin de *B)*, mais sur le rocher.

E) Environs de Montpellier: plaine, bois moyen.

G) Aude: coteaux probablement bien fumés. Pépinière de neuf ans, dont la végétation est très forte.

H) Aude: coteau non loin de *G)*; vigne de Jacquez, greffée sur Rupestris du Lot, depuis deux ans, gros bois.

J) Environs de Montpellier: coteaux, beau bois moyen.

K) Aude: sables fréquemment irrigués, auxquels on ne ménage pas les engrais chimiques.

Les résultats ont été:

	Eau	Principes azotés	Amidon	Végétation en jours	Matière sèche cédée à la végétation nouvelle	Pour cent cédé de l'azote entier
A)	47·26	1·97	4·48	73	4·47	17
B)	46·56	2·67	4·92	97	4·98	17
C)	42·83	2·50	5·54	96	3·19	14
D)	50·37	2·32	5·16	85	4·98	17
E)	43·25	2·12	6·81	89	3·69	18
F)	45·84	2·55	6·75	—	3·04	14
G)	43·43	2·12	5·37	70	2·33	11
H)	42·47	2·52	7·07	100	4·47	18
I)	49·64	2·36	7·00	76	2·14	11

Monsieur F. Kövessi, qui a publié ses recherches sous le titre de «Recherches biologiques sur l'aoûtement des sarments de la vigne», a examiné au microscope 20 fragments à différents degrés de maturité du Vitis Rupestris var. du Lot, cultivé dans les environs de Montpellier, et en même temps il a dosé chimiquement la teneur en amidon, en eau et en matières sèches de ces épreuves, et il a trouvé que le maximum de la quantité d'amidon du Vitis Rupestris du Lot est de 12 à 13% dans le sarment vert, et le minimum de 5·08%, ce qui correspond à un maximum de 19·49% et à un minimum de 11·16% d'amidon relativement à la matière sèche du sarment. Les sarments riches en amidon ont été, selon l'auteur, plus aoûtés que les sarments pauvres en amidon et il en conclut que le degré de l'aoûtement dépend de la teneur en amidon: plus il y a d'amidon, plus le sarment est aoûté. Mes analyses ne semblent pas prouver d'une manière générale les assertions de M. Kövessi, car les sarments pas aoûtés, ont été souvent, avec un contenu défavorable de bois et de moëlle, plus riches en amidon

que les sarments bien aoûtés, riches en bois. Les analyses de MM. Gouin et Andouard ne les prouvent non plus, quoiqu'ils aient aussi examiné le Rupestris du Lot des environs de Montpellier. En général les valeurs d'amidon trouvées par M. Kövessi sont très élevées et peuvent être considérées comme provenant de la récolte d'une année extrêmement favorable.

Conclusions de l'analyse.

Les résultats de nos recherches publiés et discutés ci-dessus ne sont pas définitifs, parce que les recherches ne pouvaient pas s'étendre à la détermination d'un grand nombre de matières composantes, tels que le dosage des acides organiques contenus dans le sarment, la détermination de la qualité de leurs sels et de leurs rapports et à l'analyse précise des matières constitutives des cendres. Nous n'avons pu examiner les sarments à différents degrés de développement et répéter les recherches à des intervalles assez longs, pour pouvoir constater l'influence des intempéries et les variations de la composition chimique causées par ces changements, et pouvoir les individualiser dans la comparaison et l'appréciation des chiffres de l'analyse et à apprécier à sa juste valeur le rôle exact que jouent les circonstances du développement, les opérations de culture, surtout le pincement et l'épamprage. Vu cependant que les analyses des échantillons de sarments des quatre espèces américaines de la récolte de 1900—1901, nous ont donné quelques centaines de résultats, nous pensons pouvoir nous faire une opinion sur le développement, la nutrition et la provision des matériaux de réserve à la fin de la végétation de ces sarments, qui pourra servir de guide pour les recherches que l'on fera dans ce but.

La culture des sarments américains de bonne qualité, qui ne gèlent pas pendant l'hivernation sur pied, qui ne pourissent pas pendant la stratification, qui donnent la meilleure soudure et contribueront d'une façon résistante au développement des greffes boutures, peut se faire avec succès sur le sol et sous le climat de la Hongrie. La base de cette culture se trouve dans les soins rationnels donnés à la vigne en temps opportun, parce que les valeurs des calories utilisables dans les diverses pépi-

nières par la vigne américaine, conjointement avec les autres circonstances propices, suffisent au développement favorable du sarment.

La culture des porte-greffes américains ayant pour but exclusif la production des sarments, on les force à se développer considérablement en longueur et ainsi la quantité et la qualité de la récolte des sarments dépendent d'une culture méthodique, et ce n'est que l'humidité trop grande du sol qui peut encore les influencer considérablement.

Nos recherches sur les sarments américains Riparia Portalis, Rupestris Monticola, Rupestris Metallica et Vitis Solonis nous ont démontré:

1° Que le poids spécifique des sarments américains est supérieur à l'unité au commencement de la végétation, il baisse pendant le développement, descend au dessous de l'unité et atteint son minimum en novembre, et qu'il y a une différence notable entre les poids spécifiques des quatre espèces américaines. Ainsi le poids spécifique du Riparia Portalis et Vitis Solonis, plus moux et plus ligneux, est toujours inférieur à celui du Rupestris Monticola et Rupestris Metallica, plus denses, le poids spécifique des deux premières espèces varie entre 0·8—0·85, et celui des deux dernières est de 0·9 et même plus élevé. L'abaissement du poids spécifique, pendant le développement, se fait en dépit de l'accroissement continuel des matières solides à cause de l'air, qui s'introduit dans les vaisseaux ligneux pendant l'aoûtement.

2° Que la quantité d'eau baisse pendant la végétation jusqu'à sa fin et par conséquent le contenu en matières sèches monte, et à la fin de la végétation l'humidité du sarment correspond au degré de la maturité et à la proportion des matières de réserve.

La teneur en eau, qui est en proportion avec la quantité des matières de réserve, varie à la fin de la végétation entre 42—48%. La quantité des matières sèches ne varie pas sensiblement durant l'hivernation en plein air et si l'on trouve un abaissement après l'hivernation, cela vient de l'eau qui s'est introduite dans les vaisseaux au printemps. Cela fait baisser apparemment la quantité relative de la matière sèche. Le sarment perd difficilement de son humidité de 40% et si nous le laissons longtemps à l'air, il se

dépose dans le liber et l'écorce une matière dextrineuse empêchant la perte de l'eau.

3° Que la relation de l'abaissement du contenu d'eau et du poids spécifique existe chez toutes les quatre espèces: plus il y a d'eau, plus le poids spécifique est élevé et vice versa.

4° Qu'il est vrai que la quantité des matières protéiques, de l'extrait alcoolique, de l'amidon, de la cellulose et des matières minérales augmente dans les quatre espèces durant la végétation; mais on ne peut pas exprimer ces quantités en des valeurs constantes pour une période quelconque du développement, car on peut trouver une légère différence dans les diverses parties du même sarment à la fin de la végétation.

Tantôt c'est la partie basale, tantôt la partie supérieure du sarment qui est plus riche en amidon et en matières protéiques. On peut observer une augmentation considérable de la quantité d'amidon et de matières protéiques, tantôt immédiatement après la floraison de la vigne, tantôt après la fin de la végétation, lorsque ces quantités atteignent leurs maxima. Les matières de réserve peuvent arriver à leur maximum, selon les espèces et les lieux de provenance, en des temps différents et ce maximum peut être exprimé en des chiffres variants, quoique cette variation ne se fait qu'entre des limites très rapprochées.

5° Qu'on ne peut pas encore conclure au degré d'aoûtement du sarment de la vigne américaine, ni de l'augmentation éventuelle des matières protéiques, de l'amidon, de l'extrait alcoolique ou de la cellulose.

6° Que durant le développement, la production de l'amidon, de l'extrait alcoolique et des matières protéiques se fait proportionnellement avec celle de la cellulose. Conséquemment le sarment est d'autant plus développé qu'est élevée la quantité des matières protéiques, de l'amidon et de l'extrait alcoolique, relativement à l'unité de la cellulose.

7° Que les sarments américains ne perdent rien, pendant l'hivernation en plein air, des matières de réserve qu'on y trouve à la fin de la végétation et qu'avec leur contenu d'eau de 40—48%, en relation intime avec les matières de réserve, ils ne gèlent pas même pendant les froids extrêmes de —30°—32° parfois observés en Hongrie. Les sarments de moindre contenu solide et plus

riches en eau, surtout en eau en mouvement, gêlent facilement et ainsi se fait une sélection naturelle. Les sarments aoûtés ne gêlent partiellement que lorsqu'il y a de grands froids d'une certaine durée après une série de journées d'hiver humides et tempérées.

8° Que considérant au point de vue pratique le contenu des sarments, exprimé dans l'unité du volume et les dimensions des sarments en longueur habituelle destinés à la bouture ou pour la greffe, nous trouvons que les quantités des matériaux de réserve du sarment augmentent toujours en raison directe du diamètre du sarment.

Peut-on déterminer l'aoûtement du sarment américain par des recherches scientifiques?

On peut conclure à l'aoûtement du sarment par une analyse précise et principalement par la quantité d'amidon et d'extrait alcoolique, rapportée à la cellulose comme unité, parce que plus les chiffres relatifs à la cellulose sont élevés, plus le sarment est riche en matières de réserve et aoûté.

A mon avis, on ne peut pas rechercher avec succès le degré de la maturité par la réaction à l'iode sous le microscope, parce qu'il se trouve de l'amidon dans les sarments à tous les degrés de maturité et en quantité telle que des nuances diverses de la coloration par l'iode, on ne peut pas conclure à la quantité qu'ils en contiennent.

La détermination microscopique de l'épaisseur des parois de la cellule ne peut pas servir non plus à la détermination de la maturité du sarment, parce que l'épaississement des parois est en raison indirecte de celui des cellules. Le développement des cellules dépend jusqu'à un certain degré du sol et du temps et un sarment peut être mûr, lorsque ses cellules sont grandes et ont des parois minces et réciproquement. Pour déterminer d'une manière rapide le degré d'aoûtement du sarment la détermination du poids spécifique se révèle comme la méthode la plus pratique: on n'a qu'à déterminer si le sarment flotte ou s'il plonge dans des liquides de densités différentes; parce qu'il résulte de nos recherches, ainsi que de celles de MM. Gouin et Andouard que l'aoûtement du sarment est en proportion de son poids spécifi-

que et que le sarment est d'autant plus aoûté, que son poids spécifique est moindre à l'unité. Ce poids oscillant entre 0·75—1·0 nous avons cherché un liquide dont la densité se trouve entre ces limites. Les produits de la distillation du pétrole se sont montrés les plus propres à cette fin, parce que leurs densités sont justement entre ces valeurs. Nous procédons maintenant à ces recherches et nous mentionnons seulement que nous avons distillé un produit du pétrole dont la densité est de 0·853 (ce qui correspond quant à sa composition au pétrole raffiné du commerce). Après refroidissement à 15° nous l'avons versé dans un tube haut de 30 cm. et large de 4 cm. et nous y avons plongé les sarments, coupés entre deux noeuds, du Riparia Portalis. Au commencement de la végétation, en juin et juillet les sarments s'enfonçaient encore dans l'eau. En août et en septembre ils flottaient déjà sur l'eau mais ils s'enfonçaient encore dans le pétrole, quoique quelques échantillons commençassent déjà à flotter; en octobre—novembre ils flottaient sur l'eau et sur le pétrole raffiné. Il n'y eut que quelques sarments de second ordre qui s'enfoncèrent dans le pétrole raffiné. Les sarments de bonne qualité flottaient tous sur le pétrole raffiné et même sur le pétrole d'une densité de 0·823.

Ainsi si nous avons à notre disposition une série de liquides dont les densités sont entre 0·75—1·0 nous pouvons, selon le plongement du sarment dans ces liquides, en marquer la qualité en degrés, en ajoutant aux valeurs des densités respectives: «excellente qualité, bonne qualité, faible qualité, mauvaise qualité».

1. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé au printemps de 1901 et stratifié.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2-3·20	3·50—4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	13·0	11·0	7·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	3·0	5·0	4·5	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·5	1·0	0·8	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·0	8·0	8·0	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	4·5	4·0	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·8	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·79829	0·82916	0·81944	0·87006	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	49·768	48·505	49·241	48·316	39·73009	40·2192	40·35086	42·03868	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	50·232	51·495	50·759	51·684	40·1005	42·6984	41·59477	44·9690	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·19187	0·19187	0·23354	0·21596	0·153175	0·159099	0·19138	0·187906	0·38196	0·37259	0·4409	0·41784
Cendres	1·3795	1·3996	1·4298	1·5884	1·10132	1·165575	1·1717	1·38209	2·7462	2·7179	2·8168	3·0732
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	23·280	23·202	24·877	24·672	18·5849	19·23899	20·38602	21·4669	46·344	45·056	49·029	47·736

2. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé le 20 Novembre, et stratifié.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2 – 3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2 – 3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	11·0	10·0	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	5·0	4·0	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	0·7	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment	11·0	7·0	7·0	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	4·0	4·0	4·0	4·7	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	0·8	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·79247	0·81534	0·800	0·8124	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	45·383	44·00	48·983	48·065	35·9646	35 8864	39·1887	39·0488	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	54·617	56·00	51·017	51·935	43·2831	45·66719	40·816	42·1901	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·24776	0·20934	0·2479	0·2444	0·19634	0·17069	0·19840	0·1986	0·45363	0·37382	0·48598	0·49058
Cendres	1·6393	1·6666	1·748	1·5331	1·29909	1·35896	1·3984	1·24557	3·000	2·976	3·4267	2·9520
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	24·941	28·547	26·230	28·731	19·7649	23·276	20·9848	23·34106	45·665	50·976	51·414	55·321

3. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé le 22 Mars 1901, non stratifié.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·6	13·0	10·0	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	6·0	6·0	6·0	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	0·8	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre de sarment «	10·0	10·0	7·0	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	5·0	5·0	4·0	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	0·8	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·8019	0·8033	0·8077	0·8096	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	46·304	46·333	46·670	47·629	37·13198	37·220	37·6961	38·56124	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	53·696	53·667	53·330	52·371	43·059	43·1115	43·07544	42·40037	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1500	0·1702	0·1498	0·1652	0·12028	0·13682	0·12107	0·133826	0·27935	0·31714	0·28089	0·30551
Cendres	1·4788	1·4896	1·3890	1·7404	1·18592	1·19667	1·12197	1·409108	2·7540	2·7756	2·6045	3·3232
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p%	23·070	21·462	16·335	20·083	18·5006	17·2412	13·1945	16·2600	42·964	39·991	30·437	33·347
Sucre	0·1433	0·1449	0·1439	0·14192	0·114912	0·116398	0·116228	0·114898	0 2667	0·269	0·269	0·270
Amidon	6·0345	6·0032	5·6983	5·8985	4·83906	4·82237	4·6025	4·7754	11·238	11·185	10·684	11·262
Cellulose	24·110	23·817	23·271	22·9578	19·3346	19·13219	18·7959	18·58663	44·89	44·37	43·636	43·836
Azote	0·2824	0·3427	0·35304	0·34669	0·2824	0·27529	0·28515	0·28068	0·525	0·6386	0·661	0·661
Matières protéiques	1·7648	2·11657	2·2067	2·1672	1·41519	1·70024	1·78235	1·75456	3·2865	3·9438	4·1378	4·137
Extrait alcoolique	8·8453	8·2234	8·1913	8·552	7·09304	7·105429	6·61611	6 92369	16·472	15·322	15·55	16·32

4. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé au printemps de 1900. Tronc de 3 ans.
Lieu de provenance: Mezőkövesd, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	à partir de la pointe 1·20	tronc de 3 ans	—	1.20	à partir de la pointe 1·20	tronc de 3 ans	—	1·20	à partir de la pointe 1·20	tronc de 3 ans	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	9·0	21·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	3·0	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	0·5	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·5	7·0	17·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·0	3·0	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	0·5	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·83778	0·91898	0·9849	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	55·206	51·023	51·793	—	46·2513	46·8900	51·0119	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	44·794	48·977	48·297	—	37·5283	45·0098	47·5687	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·15052	0·19409	0·63344	—	0·12611	0·178374	0·6238	—	0·33602	0·39624	1·3115	—
Cendres	1·313	1·2910	1·4018	—	1·1008	1·18649	1·3807	—	2·9311	2·6359	2·9024	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p°	24·162	20·881	25·094	—	20·2432	19·1901	24·716	—	53·940	42·634	51·957	—

5. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé en Février 1901, et stratifié.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	12·0	10·0	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	6·0	5·0	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	0·8	0·8	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	9·0	9·0	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	5·0	5·0	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·8	0·8	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·7262	0·74239	0·72611	0·74153	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	43·289	45·2224	44·893	45·047	31·4372	33·57273	32·5979	33·4044	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	56·711	54·7776	55·107	54·953	41·1842	40·6664	40·01447	40·75003	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2329	0·23319	0·21667	0·21793	0·16916	0·17312	0·157333	0·161609	0·41073	0·42570	0·39318	0·39657
Cendres	1·4649	1·3012	1·3235	1·2960	1·063803	0·96607	0·96107	0·961097	2·5830	2·3754	2·4016	2·3591
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p°	26·848	24·137	24·658	23·430	19·4977	17·9198	17·9051	13·37478	47·341	44·063	44·745	42·636

6. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce : Riparia Portalis.
Année de la récolte : Sarment de l'année 1900, coupé le 15 Février 1901, non stratifié.
Lieu de provenance : Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep :											
	1·20	2—3·20	3·50—4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50—4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50—4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	15·0	13·0	13·0	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	5·0	5·0	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	2·0	1·0	1·0	0·7	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	14·0	10·0	8·0	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	5·0	4·0	4·0	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·5	1·0	1·0	0·7	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·7843	0·7932	0·7880	0·7863	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·802	46·000	45·063	44·189	35·13899	36·4951	35·3104	34·7469	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·098	54·000	54·937	55·811	43·2141	43·6260	43·29114	43·8849	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1635	0·2153	0·1600	0·1987	0·1283	0·17085	0·126158	0·1563	0·29674	0·39877	0·291	0·35602
Cendres	1·3713	1·3820	1·230	1·2465	1·07558	1·09628	0·97008	0·9802	2·4888	2·5592	2·2389	2·2334
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p °/₀	18·722	19·005	17·866	18·653	14·6844	15·07559	14·07919	14·667	33·979	35·194	32·520	33·421

7. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé le 10 Mars de 1901.
Lieu de provenance: Tapolcza, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2–3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2–3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2–3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	11·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	3·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	8·0	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	3·5	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·86047	0·87878	—	0·86198	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	52·334	52·970	—	52·003	45·03269	46·5498	—	44·8264	—		—	—
Matières sèches à 100 C°	47·666	47·030	—	47·997	41·016	41·3299	—	41·3733	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·22048	0·22621	—	0·27537	0·18972	0·19879	—	0·23737	0·46255	0·48099	—	0·57372
Cendres	1·2575	1·1325	—	1·1303	1·08217	0·9953	—	0·97438	2·6381	2·4080	—	2·3549
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	20·007	18·621	—	16·157	17·2162	16·3646	—	13·9278	41·973	39·593	—	33·660

8. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé au printemps de 1901.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	14·0	10·0	9·5	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds { « de la moëlle «	6·0	4·5	3·5	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds { Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	1·0	0·5	0·5	0·3	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds { Diamètre du sarment «	10·0	9·0	7·0	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds { « de la moëlle «	5·0	3·0	3·0	2·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds { Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	0·8	0·5	0·5	0·3	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·89733	0·90515	0·90038	0·92704	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C° ...	47·029	45·802	47·315	46·316	42·1996	41·45858	42·6023	42·9377	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	52·973	54·198	52·685	53·634	47·5351	49·0582	47·4374	49·7217	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·23768	0·23164	0·30541	0·29352	0·2133	0·2097	0·27499	0·272114	0·44868	0·42734	0·57969	0·5473
Cendres	1·6395	1·5607	1·6740	1·684	1·47126	1·41275	1·50732	1·55858	3·0949	2·8796	3·1773	3·1397
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	26·995	24·988	27·97	27·478	24·2243	22·615	25·1926	22·69301	50·959	46·097	53·089	45·638

9. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé en Février 1901.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	10·0	8·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	2·0	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	7·0	7·0	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·5	4·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·8395	0·8342	—	0·8469	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	42·777	42·733	—	41·406	35·9121	35·6487	—	35·0667	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	57·223	57·267	—	58·594	48·0387	47·777	—	49·6230	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·29404	5·2884	—	0·31901	0·31901	0·24685	—	0·24059	0·51375	0·5036	—	0·5444
Cendres	1·5069	1·5982	—	1·6560	1·2655	1·33218	—	1·40289	2·6333	2·7932	—	2·8270
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	29·371	29·621	—	27·7957	24·6569	24·7098	—	23·54017	51·327	51·724	—	47·435

10. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2–3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2–3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2–3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	15·0	12·0	12·0	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	6·0	5·0	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	1·0	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	11·0	9·0	8·0	6·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle	5·0	5·0	4·0	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	0·8	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·8843	0·8868	0·9325	0·9206	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	40·752	41·300	40·961	41·906	36·03787	36·62572	38·19706	38·5795	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C⁰	59·248	58·700	59·039	58·094	52·3938	52·05604	55·0548	53·4822	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·3111	0·3046	0·3193	0·3602	0·275194	0·270207	0·29784	0·33169	0·5258	0·51890	0·5482	0·62002
Cendres	1·5793	1·5265	1·2691	1·4358	1·39666	1·35378	1·18352	1·321889	2·6655	2·6005	2·1495	2·4715
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p. %	27·449	27·894	18·841	18·010	24·27403	24·7373	17·57016	16·5809	46·328	47·319	31·912	31·001

11. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de 1900, coupé au printemps de 1901.
Lieu de provenance: Mezőkövesd, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	à partir de la pointe 1·20	souche de 3 ans	1·20	2—3·20	à partir de la pointe 1·20	souche de 3 ans	1·20	2—3·20	à partir de la pointe 1·20	souche de 3 ans
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	10·0	8·3	20·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	3·5	2·0	3·0	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	0·8	0·5	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	8·5	7·0	6·0	17·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	2·0	2·5	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·5	0·5	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9649	0·9842	0·9818	1·087	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	53·642	52·828	52·739	52·178	51·76013	51·990	51·7801	56·7185	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	46·358	47·172	47·261	47·822	44·7318	46·4380	46·4018	51·983	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·19307	0·2162	0·2516	0·2125	0·1863	0·21278	0·2471	0·23098	0·41647	0·45832	0·5324	0·4445
Cendres	1·0338	1·6758	1·6180	1·5374	0·9976	1·6493	1·5886	1·67126	2·230	3·552	3·4235	3·2148
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	15·74	20·0	19·421	17·12	15·197	19·684	19·0685	18·620	33·96	42·398	41·098	35·799

12. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé le 20 Novembre de la même année, et stratifié.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m.	13·0	10·0	7·0	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	6·0	4·0	2·5	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·8	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·0	7·0	4·0	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	4·0	1·5	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·8	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·88701	0·87044	0·89948	0·8543	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·039	42·159	45·340	43·282	39·06303	36·6968	40·7833	36·9788	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·961	57·841	54·660	56·718	49·63796	50·3471	49·1664	48·4578	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·30033	0·37786	0·31216	0·34184	0·26639	0·32891	0·28079	0·292059	0·53667	0·65327	0·57109	0·6027
Cendres	1·7364	1·5283	1·6928	1·8637	1·5402	1·33038	1·5227	1·5923	3·1027	2·6422	3·0969	3·2859
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	25·955	23·88	23·499	26·410	23·0223	20·7948	21·1377	22·5642	46·380	41·285	42·991	46·570

13. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé en 1901, et stratifié.
Lieu de provenance: Tapolcza, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	10·0	7·50	—	6·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	2·5	2·5	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	0·5	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·0	6·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	2·0	2·5	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	0·5	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·96743	0·9598	—	0·90981	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C° ...	52·976	52·778	—	55·495	51·25057	51·05902	—	53·68752	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	47·024	47·222	—	44·505	45·4928	45·3246	—	40·4920	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·30066	0·25611	—	0·29683	0·290877	0·24110	—	0·270068	0·63937	—	0·54235	0·66695
Cendres	1·3480	1·2076	—	1·0431	1·30419	1·1591	—	0·9491	2·8666	—	2·5572	2·3437
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p °/₀	15·450	16·375	—	12·940	14·9477	13·7176	—	11·7738	32·855	—	34·676	29·075

14. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé le 10 Mars 1901, non stratifié.
Lieu de provenance: Tapolcza, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	10·0	—	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	—	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds { Diamètre du sarment «	8·5	—	—	5·5	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	2·0	—	—	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·96481	—	—	1·0291	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	50·948	—	—	53·533	49·1561	—	—	55·0918	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	49·052	—	—	46·467	47·3268	—	—	47·8202	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2440	—	—	0·27448	0·2355	—	—	0·282479	0·4974	—	—	0·59069
Cendres	1·3591	—	—	1·2096	1·31136	—	—	1·24490	2·7707	—	—	2·6031
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p.%	22·077	—	—	17·732	21·3010	—	—	18·249	45·007	—	—	38·160

15. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé le 6—19 Février 1901, non stratifié.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	11·0	9·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	4·0	—	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·0	7·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	4·0	—	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·8737	0·8631	—	0·8180	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·60	46·20	—	45·070	38·5307	39·8839	—	36·8680	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·40	53·800	—	54·930	48·4117	46·4434	—	44·9335	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·238	0·2256	—	0·2881	0·28814	0·19480	—	0·23574	0·4296	0·41933	—	0·5244
Cendres	1·5072	1·5428	—	1·4700	1·31693	1·33	—	1·2621	2·7205	2·8676	—	2·6761
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	25·14	31·456	—	27·161	21·9735	27·1505	—	25·7318	45·379	58·4680	—	49·446

16. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé le 19 Janvier 1901.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	1·20–2·40	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	1·20–2·40	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	1·20–2·40	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	14·0	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·7	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds { Diamètre du sarment «	9·5	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·5	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·94367	0·97477	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	49·486	48·511	—	—	46·6499	47·2880	—	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	50·514	51·489	—	—	47·6189	50·1909	—	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2485	0·27945	—	—	0·234347	0·272409	—	—	0·49194	0·54273	—	—
Cendres	1·3877	1·2382	—	—	1·30823	1·20705	—	—	2·741	2·4047	—	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	20·34	22·339	—	—	19·1833	21·7763	—	—	40·266	43·385	—	—

17. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900, coupé au printemps de 1901.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50–4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	14·0	11·0	7·7	7·7	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	4·0	4·0	2·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	1·0	0·5	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds { Diamètre du sarment «	10·0	8·0	6·0	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	4·0	3·5	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	0·8	0·5	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·91451	0·98425	0·96778	0·95802	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C° .	44·882	45·951	42·958	42·424	41·04595	45·2282	41·5748	40·6439	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·118	54·049	57·042	58·106	50·4068	53·1984	55·20507	55·6676	—		—	—
Extrait éthéré	0·26843	0·24394	0·33356	0·36285	0·24549	0·24010	0·322338	34·7627	0·4870	0·45133	0·58476	0·62446
Cendres	1·312	1·2755	1·3722	1·3199	1·20075	1·21594	1·32808	1·26458	2·4696	2·2855	2·4055	2·2715
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p%	23·789	19·333	22·451	22·659	21·75619	19·0294	21·728	21·708	43·601	35·769	39·358	38·995

18. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1900. Hiverné sur souche.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20	1·20	2—3·20	3·50-4·70	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	11·0	10·0	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	3·5	3·50	3·5	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	0·5	0·8	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment	10·0	9·0	8·5	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	5.0	4·5	3·0	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce	0·5	0·8	0·5	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·81901	0·8727	0·83548	0·8068	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	42·423	41·999	42·727	42·384	34·74568	36·6534	35·69838	34·196	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	57·577	58·001	57·273	57·616	47·1569	50·61834	47·85128	46·48539	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·30569	0·31214	0·29071	0·28370	0·250371	0·272413	0·24289	0·228897	0·53092	0·53816	0·50753	0·49236
Cendres	1·7232	1·4778	1·5440	1·5186	1·411399	1·28976	1·29006	1·22528	2·9928	2·5478	2·6958	2·6357
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	25·620	28·182	25·707	21·910	20·98385	24·595	21·4785	17·6777	44·496	48·588	44·885	38·027

19. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: I. Riparia Portalis et II. Vitis Solonis.
Année de la récolte: Rameau de 2 ans (1900) taillé à 70 cm.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	I	II	—	—	I	II	—	—	I	II	—	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	14·0	13·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	6·0	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	12·0	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	6·0	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·90518	0·93566	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	49·7368	48·1755	—	—	45·0208	45·0759	—	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	50·2632	51·8245	—	—	45·4973	48·4902	—	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·30442	0·25530	—	—	0·27556	0·23898	—	—	0·60565	0·4384	—	—
Cendres	2·0206	1·9700	—	—	1·82909	1·8433	—	—	4·020	3·8032	—	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p. %	28·344	27·726	—	—	25·657	25·943	—	—	56·391	53·499	—	—

20. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis. Longueur 1·80 m. Mérithalle 11—18 cm.
Année de la récolte: Sarment de 1901, coupé le 11 Décembre de la même année.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	Pas acceptable pour le dosage	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds { « de la moëlle «	5·0	—		—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds { Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·2	—		—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	11·0	—		—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { « de la moëlle «	4·0	—		—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—		—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·85372	—		—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	47·773	—		—	40·7847	—	—	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C⁰	52·227	—		—	44·5872	—	—	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1971	—		—	0·16826	—	—	—	0·37739	—	—	—
Cendres	1·99768	—		—	1·7054	—	—	—	3·825	—	—	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p. %	25·0689	—		—	21·40182	—	—	—	48·00	—	—	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p. %	7·83405	—		—	6·68808	—	—	—	15·00	—	—	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p. %	22·4576	—		—	19·1725	—	—	—	43·00	—	—	—
Amidon	5·8139	—		—	4·9634	—	—	—	11·132	—	—	—
Cellulose	16·72175	—		—	13·8488	—	—	—	31·06	—	—	—
Azote	0·2266	—		—	0·19245	—	—	—	0·434	—	—	—
Matières protéiques	1·41665	—		—	1·2094	—	—	—	2·7125	—	—	—
Extrait alcoolique	9·5658	—		—	8·1665	—	—	—	18·316	—	—	—

100 gr. de cellulose correspondent à	35·240 gr. d'amidon	I.	100 gr. de cellulose correspondent à	12·310 gr. de cendres	I.
100 « « « « «	8·733 « de matières protéiques		100 « « matières protéiques « «	141·01 « « «	
100 « d'amidon « «	24·340 « protéiques		100 « « cellulose « «	58·969 « d'extrait alcoolique.	

21. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 24 Mars 1902. (Long de 2 mètres 60 cm.)
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	7·5	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	11·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	6·0	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·81930	—	0·85286	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	49·298	—	46·315	—	40·3898	—	39·502	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	50·702	—	53·685	—	41·5401	—	45·7857	—				
Azote	0·24134	—	0·2405	—	0·19772	—	0·2051	—	0·476	—	0·448	—
Matières protéiques	1·5083	—	1·5031	—	1·2357	—	1·2819	—	2·975	—	2·800	—
Extrait alcoolique	5·9777	—	6·2339	—	4·8975	—	5·3166	—	11·79	—	11·612	—

22. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis, — Rupestris Monticola, — Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de 1901, coupé le 15 Avril 1902, analysé le 28 du même mois.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Riparia Portalis		Rupestr. Monticola		Vitis Solonis				Analysé le 5 Mai			
	I.	II.	I.	II.	I.	—	II.	—	Riparia Portalis	Rupestris Monticola	Vitis Solonis	—
	100 grammes de sarment vert contiennent en grammes											
Aux noeuds: Diamètre du sarment en m/m	12·0	10·0	13·0	10·0	11·0	—	9·0	—	—	—	—	—
Aux noeuds: « de la moëlle «	4·0	4·0	3·0	3·0	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—
Aux noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	0·5	0·8	0·5	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds: Diamètre du sarment «	10·0	7·0	11·0	7·0	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds: « de la moëlle «	3·0	3·5	4·0	3·0	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	0·5	0·8	0·5	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C° ...	0·87003	0·91969	0·85194	0·9319	0·85676	—	0·87416	—	0·79894	0·8251	0·7673	—
Humidité obtenue à 100 C° ...	51·057	51·060	46·819	48·482	48·829	—	47·964	—	45·152	44·615	45·380	—
Matières sèches à 100 C°	48·643	48·940	53·181	51·518	51·171	—	52·036	—	54·848	55·385	54·620	—

Une partie de ces sarments a été mise à dessécher, dans une chambre aérée, du 28 Avril au 5 Mai, puis analysée de nouveau. Quelques uns d'entre eux ont été placés dans de l'eau, et le 14 Mai, y ont poussé des bourgeons.

23. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de 1901, coupé le 19 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	14·0	—	11·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·7	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	12·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	5·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·81117	—	0·80392	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	43·727	—	47·8981	—	35·47003	—	38·5062	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	56·273	—	52·109	—	45·6469	—	41·8914	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·22059	—	0·1909	—	0·17893	—	0·15346	—	0·3920	—	0·3664	—
Cendres	1·843	—	1·4318	—	1·49498	—	1·15105	—	3·2751	—	2·7497	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p. %	23·3000	—	20·7237	—	18·90026	—	16·660	—	41·4050	—	39·769	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p. %	5·6745	—	4·6052	—	4·6029	—	3·7022	—	10·083	—	8·8376	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	17·6255	—	16·1180	—	14·2972	—	12·9575	—	31·321	—	30·931	—
Amidon	8·50459	—	7·39114	—	6·8986	—	5·94188	—	15·113	—	14·184	—
Cellulose	20·62405	—	19·4054	—	16·7296	—	15·60038	—	36·65	—	37·24	—
Azote	0·2599	—	0·24699	—	0·21082	—	0·19856	—	0·462	—	0·474	—
Matières protéiques	1·6246	—	1·54388	—	1·3178	—	1·241156	—	2·887	—	2·9628	—
Extrait alcoolique	8·15958	—	7·686	-	6·6188	—	6·1789	—	14·400	—	14·700	—

	I.	II.			I.	II.
100 gr. de cellulose correspondent	41·236	38·088	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent	8·9361	7·4570 de cendres
100 « « « «	7·8772	7·9551	de matières	100 « « matières protéiques «	113·44	93·728 « «
100 « « « «	19·082	20·888	protéiques	100 « « cellulose «	39·290	39·607 d'extrait alcoolique

24. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de 1901, coupé le 4 Mars de la même année.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	14·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	6·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	12·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	6·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·824726	—	0·81404	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·489	—	46·860	—	36·6912	—	38·1459	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·511	—	53·140	—	45·7813	—	43·2580	—	—	—	—	—
Azote	0·2720	—	0·3028	—	0·2243	—	0·24649	—	0·490	—	0·57	—
Matières protéiques	1·7000	—	1·8931	—	1·4020	—	1·5410	—	3·0625	—	3·5625	—
Extrait alcoolique	9·5090	—	8·4705	—	7·8428	—	6·8953	—	17·130	—	15·940	—

25. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis – Rupestris Monticola — Rupestris Metallica Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de 1901, coupé le 7 Avril 1902.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Riparia Portalis		Rupestris Monticola		Rupestris Metallica		Vitis Solonis	
	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert contiennent en grammes							
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	13·0	12·0	9·0	12·0	10·0	11·0	10·0
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	4·0	3·0	3·0	4·0	5·0	4·0	4·0
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	0·5	0·5	0·5	0·5	0·8	0·5
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	11·0	11·0	10·0	8·0	11·0	9·0	10·0	7·0
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	5·0	5·0	4·0	3·0	4·0	4·0	3·0	3·0
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	0·5	0·5	0·5	0·5	0·5	0·5
Poids spécifique à 15 C°	0·78416	0·80597	0·897106	0·97651	0·94472	0·91505	0·98138	0·86299
Humidité obtenue à 100 C° ...	52·265	47·637	47·139	50·43	51·740	47·539	45·710	42·743
Matières sèches	47·735	52·363	52·861	49·57	48·26	52·461	54·290	57·257

26. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Pousse de 3 mois (1901) coupé le 1er Juillet de la même année. Longueur 3 m. 70 cm.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·5	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·5	—	1·3	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9419	—	1·0345	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	76·316	—	79·651	—	71·882	—	82·399	—	—	—	—	—
Matières sèches	23·684	—	20·349	—	22·3079	—	21·051	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1162	—	0·1064	—	0·10944	—	0·11007	—	0·49062	—	0·52287	—
Cendres	1·1353	—	1·0266	—	1·06934	—	1·06201	—	4·7935	—	5·0449	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p °/₀	15·084	—	9·604	—	14·2076	—	9·9354	—	63·688	—	47·196	—
Sucre	traces	—	traces	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Amidon	1·942008	—	1·6665	—	1·82917	—	1·72399	—	8 20	—	8·19	—
Cellulose	11·8396	—	9·19774	—	11·1517	—	9·5151	—	49·99	—	45·200	—
Azote	0·157498	—	0·14956	—	0·148347	—	0·154719	—	0·665	—	0·735	—
Matières protéiques	0·98436	—	0·93477	—	0·927168	—	0·967019	—	4·15625	—	4·5937	—
Extrait alcoolique	2·32861	—	2·68199	—	2·193317	—	2·77452	—	9·832	—	13·18	—

		I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à		16·403	18·119	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	9·5889	11·125	de cendres
100 « « « à		8·3141	10·163	de matières	100 « « matières protéiques « à	86·705	91·056	« «
100 « d'amidon « à		50·685	56·080	protéiques	100 « « cellulose « à	19·667	29·094	d'extrait alcoolique.

27. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Pousse de 5 mois de 1901, coupé le 12 Septembre, long de 5 mèt., pincé.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	14·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	2·5	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment en «	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·88117	—	0·82344	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	55·249	—	66·450	—	48·68576	—	58·0725	—	—	—	—	—
Martières sèches à 100 C⁰	44·751	—	33·550	—	39·43323	—	24·2714	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·17875	—	0·1220	—	0·157509	—	0·088239	—	0·39943	—	0·36363	—
Cendres	1·4971	—	1·2820	—	1·319199	—	0·92745	—	3·3455	—	3·8213	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	18·0123	—	11·1825	—	15·87189	—	8·08986	—	40·25	—	33·33	—
Acide normal pour la neutralisation des parties, solubles dans l'eau, des cendres p%	6·9364	—	5·92745	—	6·112147	—	4·28815	—	15·5	—	17·665	—
Acide normal pour la neutralisation des parties, insolubles dans l'eau, des cendres p%	11·07587	—	5·25609	—	10·3614	—	3·802465	—	24·75	—	15·666	—
Amidon	4·32339	—	2·87154	—	3·8096	—	2·07738	—	9·661	—	8·559	—
Cellulose	20·9895	—	16·8488	—	18·4953	—	12·18909	—	46·903	—	50·22	—
Azote	0·29759	—	0·2230	—	0·262227	—	0·161406	—	0·665	—	0·665	—
Matières protéiques	1·85994	—	1·3944	—	1·63892	—	1·00876	—	4·1562	—	4·1562	—
Extrait alcoolique	4·283565	—	3·4355	—	3·7745	—	2·48537	—	9·5720	—	10·246	—

	I.	II.		I.	II.
100 gr. de cellulose correspondent à	20·597	17·043	d'amidon	7·132	7·609 de cendres
100 « « « «	8·8612	8·2759	de matières	80·494	91·904 « «
100 « d'amidon « «	43·020	48·959	protéiques	20·408	20·402 d'extrait alcoolique.

28. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 23 Novembre de la même année, et de 5 m 30 cm de longueur.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep: 1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	14·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	11·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	5·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·79364	—	0·78718	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·114	—	47·487	—	35·0106	—	37·3808	—	—	—	—	—
Matières sèches	55·886	—	52·513	—	44·3533	—	41·3371	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·32413	—	0·39227	—	0·25724	—	0·308787	—	0·580	—	0·747	—
Cendres	1·5181	—	1·2615	—	1·2048	—	0·993	—	2·7164	—	2·4022	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	21·418	—	16·284	—	16·9981	—	12·8184	—	38·324	—	31·009	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	5·445	—	5·428	—	4·3214	—	4·2728	—	9·743	—	10·336	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	15·973	—	10·856	—	12·6781	—	8·5456	—	38·581	—	20·672	—
Amidon	7·9469	—	8·2813	—	6·3069	—	6·5188	—	14·22	—	15·76	—
Cellulose	24·6289	—	23·2632	—	19·5468	—	18 3193	—	44·07	—	44·31	—
Azote	0·25059	—	0·24996	—	0·19887	—	0·1967	—	0·4484	—	0·476	—
Matières protéiques	1·5662	—	1·5622	—	1·2429	—	1·2297	—	2·8025	—	2·9750	—
Extrait alcoolique	10·0538	—	8·4913	—	7·9790	—	6·1841	—	17·99	—	16·170	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	32·266	35·567	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	6·1642	5·1213	de cendres
100 « « « «	6·3592	6·7140	de matières	100 « « matières protéiques « «	96·934	80·746	« «
100 « d'amidon « «	19·708	18·876	protéiques	100 « « cellulose « «	40·821	36·492	d'extrait alcoolique.

29. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	11·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	6·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·83807	—	0·81230	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	46·379	—	49·658	—	38·8688	—	40·3372	—	—	—	—	—
Matières sèches	53·621	—	50·342	—	44·93815	—	40·8928	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·3842	—	0·36230	—	0·32198	—	0·29429	—	0·71651	—	0·7196	—
Cendres	1·81614	—	1·7079	—	1·52205	—	1·3873	—	3·387	—	3·391	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p. %	28·9553	—	24·16416	—	24·2635	—	19·6285	—	54·00	—	45·009	—
Acide normal pour la neutralisation des parties, solubles dans l'eau, des cendres p. %	5·898	—	8·0547	—	4·9429	—	6·5428	—	11·0	—	16·0	—
Acide normal pour la neutralisation des parties, insolubles dans l'eau, des cendres p%	23·057	—	16·1094	—	19·32337	—	13·0856	—	43·0	—	32·0	—
Amidon	8·3562	—	8·7293	—	7·00308	—	7·0908	—	15·584	—	17·34	—
Cellulose	24·6656	—	22·845	—	20·67149	—	18·5569	—	46·00	—	45·38	—
Azote	0·35225	—	0·26077	—	0·29521	—	0·23979	—	0·658	—	0·518	—
Matières protéiques	2·2052	—	1·6298	—	1·84811	—	1·501219	—	4·11253	—	3·2375	—
Extrait alcoolique	8·7778	—	6·42363	—	7·3564	—	5·2179	—	16·37	—	12 760	—

		I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à		33·87	38·210	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	7·363	7·4724	de cendres
100 « « «	à	8·9397	7·1342	de matières	100 « « matières protéiques «	à 82·455	95·473	« «
100 « d'amidon «	à	26·389	18·670	protéiques	100 « « cellulose «	à 35·587	28·118	d'extrait alcoolique.

30. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 21 Mars 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	6·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·80	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·85983	—	0·81857	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	48·598	—	52·471	—	41·786	—	42·95118	—	—	—	—	—
Matières séches	51·402	—	47·529	—	44·1969	—	38·9058	—	—	—	—	—
Azote	0·25186	—	0·23289	—	0·21655	—	0·19063	—	0·49	—	0·49	—
Matières protéiques	1·5741	—	1·4555	—	1·3534	—	1·19142	—	3·0625	—	3·0625	—
Extrait alcoolique	7·0369	—	7·3004	—	6·0505	—	5·97588	—	13·69	—	15·36	—

31. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 7 Avril 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées à compter de la tête du cep:				Riparia Portalis	Rupestris Monticola	Rupestris Metallica		Riparia Portalis	Rupestris Monticola	Rupestris Metallica	
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	1·20	1·20	—	1·20	1·20	1·20	—
	100 grammes de sarment vert contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	11·0	—	Résultats des dosages obtenus avant 7 jours			—	—	*A)*	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	3·5	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C° .	0·87196	—	0·77935	—	0·8719	0·8697	0·8843	—	0·80632	0·81744	0·82061	—
Humidité obtenue à 100 C° ...	48·898	—	45·144	—	48·898	48·46	51·068	—	44·4823	42·638	42·152	—
Matières sèches	51·102	—	54·856	—	51 102	51·54	48·9313	—	55 5177	57·362	55·848	—

A) Les sarments compris sous la rubrique *A)* ont été exposés au grenier, à l'air libre pendant 7 jours, puis on a déterminé leur poids spécifique, leur humidité et leurs matières sèches. Placés dans de l'eau, ils ont poussé des bourgeons.

32. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Pousse de l'année 1901, coupé le 8 Juin de la même année.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:					
	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert		100 cm³ de sarment vert		100 grammes de sarment sec	
	contiennent en grammes					
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	1·0468	1·0477	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	77·791	82·782	81·4316	86·7307	—	—
Matières sèches	22·209	17·218	23·24838	18·03929	100·0	100·0
Extrait éthéré	0·1279	0·10175	0·133885	0·106603	0·57589	0·59095
Cendres	1·0311	1·0985	1·079355	1·15089	4·6427	6·3799
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	14·596	10·816	15·2790	11·3319	65·725	62·814
Sucre	0·083	0·150	0·08688	0·01582	0·37372	0·08711
Amidon	1·635	1·776	1·71151	1·8607	7·3618	10·314
Cellulose	12·6610	10·237	13·2536	10·725	57·008	59·455
Azote	0·1383	0·1056	0·14477	0·110637	0·6227	0·61331
Matières protéiques	0·8646	0·660	0·90475	0·6925	3·8916	3·8331
Extrait alcoolique	2·5513	2·735	2·6707	2·67299	11·487	15·884

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	12·913	17·347	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	8·1544	10·730	de cendres
100 « « « «	6·8264	6·447	de matières protéiques	100 « « matières protéiques « «	119·410	166·44	« «
100 « d'amidon « «	52.868	37·167	protéiques	100 « « cellulose « «	26·149	26·716	d'extrait alcoolique.

33. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 21 Septembre de la même année, et long de 3 mèt. 50 cm.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·4	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	2·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·4	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·94317	—	0·9875	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	54·793	—	60·658	—	51·679	—	59·899	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	45·207	—	39·342	—	42·6378	—	38·8512	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·16379	—	0·11957	—	0·161742	—	0·11807	—	0·36231	—	0·30392	—
Cendres	1·2972	—	1·2713	—	1·22348	—	1·2554	—	2·8694	—	3·2314	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	19·385	—	17·7029	—	18·283	—	17·4814	—	42·88	—	44·995	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	6·4166	—	4·887	—	6·0519	—	4·60333	—	14·193	—	12·408	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau, des cendres p %	13·169	—	12·822	—	13·0043	—	12·6617	—	29·117	—	32·591	—
Amidon	5·77112	—	3·14736	—	5·44314	—	3·1081	—	12·766	—	8·00	—
Cellulose	19·19037	—	12·9789	—	18·0996	—	12·8166	—	42·45	—	32·98	—
Azote	0·142402	—	0·13769	—	0·1343	—	0·135968	—	0·315	—	0·35	—
Matières protéiques	0·88999	—	0·8606	—	0·83941	—	0·84984	—	1·9687	—	2·1875	—
Extrait alcoolique	4·2042	—	4·03255	—	3·9651	—	3·98214	—	9·300	—	10·250	—

	I.	II.			I.	II.
100 gr. de cellulose correspondent à	30·073	24·256	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	6·7594	7·1816	de cendres
100 « « « à	4·6376	6·6328	de matières	100 « « matières protéiques « à	145·75	147·72	« «
100 « d'amidon « à	15·4214	27·343	protéiques	100 « « cellulose « à	21·908	31·079	d'extrait alcoolique.

34. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce : Riparia Portalis.
Année de la récolte : Sarment de l'année 1901, coupé le 3 Décembre de la même année.
Lieu de provenance : Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep :											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	17·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	7·0	—	6·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·5	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	13·0	—	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	6·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·79902	—	0·8452	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	47·056	—	46·472	—	38·0013	—	39·2781	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	52·944	—	53·528	—	42·3033	—	45·2418	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1885	—	0·17255	—	0·15061	—	0·14583	—	0·35606	—	0·32235	—
Cendres	1·5327	—	1·3167	—	1·2246	—	1·1128	—	2·895	—	2·460	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	26·3502	—	26·715	—	21·0543	—	22·5795	—	49·77	—	49·91	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	5·823	—	5·5133	—	4·6527	—	4·6598	—	11·00	—	10·3	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	20·489	—	21·197	—	16·3711	—	17·9157	—	38·7	—	39·6	—
Amidon	8·9475	—	8·928	—	7·1492	—	7·5459	—	16·90	—	16·68	—
Cellulose	27·6526	—	20·961	—	22·0949	—	17·7162	—	52·23	—	39·16	—
Azote	0·2742	—	0·2847	—	0·2191	—	0·2406	—	0·518	—	0·532	—
Matières protéiques	1·2579	—	1·7744	—	1·0058	—	1·4997	—	3·2374	—	3·315	—
Extrait alcoolique	10·4748	—	9·9711	—	8·3695	—	8·4275	—	19·7847	—	18·628	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	32·356	42·594	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	5·5427	6·2810	de cendres
100 « « « « à	6·1985	8·4652	de matières	100 « « matières protéiques « à	89·4208	74·208	« «
100 « « « « à	19·156	19·874	protéiques	100 « « cellulose « à	37·879	47·568	d'extrait alcoolique.

35. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 17 Mars 1902.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	14·0	—	13·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	6·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	12·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	5·0	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·76803	—	0·79518	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	48·183	—	46·488	—	37·0059	—	36·9663	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	51·817	—	53·512	—	39·797	—	42·5516	—	—	—	—	—
Amidon	8·6119	—	7·8146	—	6·6149	—	6·214	—	16·52	—	16·81	—
Cellulose	27·333	—	27·868	—	20·993	—	21·362	—	52·75	—	50·11	—
Azote	0·2466	—	0·25846	—	0·1893	—	0·20552	—	0·476	—	0·483	—
Matières protéiques	1·5415	—	1·61539	—	1·1839	—	1·2845	—	2·975	—	3·01875	—
Extrait alcoolique	6·5030	—	6·400	—	4·9945	—	5·0891	—	12·550	—	11·960	—

36. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis, — Rupestris Monticola, — Rupestris Metallica, — Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Avril 1902.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Riparia Portalis		Rupestr. Monticola		Rupestr. Metallica		Vitis Solonis	
	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert contiennent en grammes							
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	15·0	13·0	12·0	9·0	12·0	10·0	13·0	9·0
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	4·0	4·0	4·0	4·0	4·0	4·0	4·0
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	1·0	0·8	0·5	0·5	0·5	1·0	0·5
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	11·0	9·0	9·0	8·0	12·0	9·0	11·0	8·0
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	4·0	4·0	3·0	3·0	3·5	4·0	4·0
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	0·8	0·5	0·5	0·5	0·5	1·0	0·5
Poids spécifique à 15 C⁰	0·90441	0·93678	0·92859	0·94162	0·96348	0·97080	0·88611	0·89252
Humidité obtenue à 100 C⁰ ...	52·802	51·687	46·050	58·615	55·997	55·648	51·428	48·9230
Matières sèches à 100 C⁰... ...	47·198	48·313	54·60	41·385	44·013	54·352	48·572	50·077

37. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Sarment de l'année de 1901, coupé le 1-er Avril 1902.
Lieu de provenance: Tapolcza, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	I.	—	II.	—	I.	—	II.	—	I.	—	II.	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	11·5	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·86501	—	0·81846	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	51·831	—	51·757	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	48·169	—	48·243	—	—	—	—	—	—	—	—	—

38. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Riparia Portalis.
Année de la récolte: Pousse de l'année 1901, coupé le 8 Juillet de la même année.
Lieu de provenance: Hidegkút—Gyönk, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Attaqué par le Roncet 1·20		Sain, à partir du cep 1·20		Attaqué par le Roncet 1·20		Sain, à partir du cep 1·20		Attaqué par le Roncet 1·20		Sain, à partir du cep 1·20	
	100 grammes de sarments vert				100 cm³ de sarments vert				100 grammes de sarment sec			
	A)		*B)*		*A)*		*B)*		*A)*		*B)*	
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	8·5	—	11·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·5	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	7·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	1·0644	—	0·9811	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	82·183	—	74·537	—	87·47558	—	73·1282	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	17·817	—	25·463	—	18·9644	—	24·9817	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·10606	—	0·12030	—	0·11289	—	0·118036	—	0·59527	—	0·47245	—
Cendres	0·606	—	0·6181	—	0·6450	—	0·606417	—	3·4012	—	2·4274	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	10·278	—	9·857	—	10·9399	—	9·6707	—	57·686	—	38·711	—
Amidon	1·0013	—	2·24253	—	0·94071	—	2·2857	—	5·62	—	8·807	—
Cellulose	7·0804	—	10·7199	—	6·652	—	10·926	—	39·74	—	42·10	—
Azote	0·27438	—	0·338656	—	0·29205	—	0·332255	—	1·540	—	1·330	—
Matières protéiques	1·71487	—	2·1166118	—	1·8253	—	2·0716139	—	9·625	—	8·3125	—
Extrait alcoolique	2·6965	—	3·247	—	2·64553	—	3·18563	—	15·135	—	12·747	—

	A)	*B)*			*A)*	*B)*	
100 gr. de cellulose correspondent à	14·141	20·919	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	8·558	5·7657	de cendres
100 « « « « «	24·219	19·744	de matières	100 « « matières protéiques «	35·337	29·201	« «
100 « d'amidon « «	171·26	105·94	protéiques	100 « « cellulose « «	38·08	30·277	d'extrait alcoolique.

39. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola. Longueur du rameau 2 mèt. 10 cm.
Année de la récolte: Sarment de 1901, coupé le 11 Décembre de la même année.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	15·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	12·0	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·80	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·9049	—	0·92349	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	46·006	—	48·210	—	41·6308	—	44·5214	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C⁰	53·994	—	51·790	—	48 8591	—	47·8275	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2543	—	0·2075	—	0·23011	—	0·1916	—	0·4709	—	0·40065	—
Cendres	1·9934	—	1·7743	—	1·8038	—	1·6385	—	3·692	—	3·426	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	32·936	—	28·743	—	2·9803	—	2·6543	—	61·0	—	55·50	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	9·9348	—	7·45776	—	8·9000	—	6·8871	—	18·4	—	14·4	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	23·001	—	21·2856	—	20·8136	—	19·6570	—	42·6	—	41·1	—
Amidon	7·7103	—	7·14702	—	6·9770	—	6·6002	—	14·28	—	13·80	—
Cellulose	18·3917	—	17·1632	—	16·6462	—	15·8500	—	34·07	—	33·14	—
Azote	0·2267	—	0·19576	—	0·20514	—	0·1807	—	0·42	—	0·378	—
Matières protéiques	1·4173	—	1·2688	—	1·2825	—	1·1717	—	2·6250	—	2·450	—
Extrait alcoolique	10·4618	—	8·9907	—	9·4668	—	8·3028	—	19·376	—	17·360	—

		I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à		41·913	41·641	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	10·836	10·337	de cendres
100 « « « «	à	77·047	73·928	de matières	100 « « matières protéiques « à	140·64	139·83	« «
100 « d'amidon «	à	18·750	17·753	protéiques	100 « « cellulose « à	56·871	52·383	d'extrait alcoolique.

40. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 24 Mars 1902.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·5	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·5	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·85165	—	0·76250	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	47·642	—	45·901	—	0·5768	—	34·9995	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	52·358	—	54·099	—	44·5906	—	41·2504	—	—	—	—	—
Azote	0·24189	—	0·2125	—	0·20600	—	0·16203	—	0·462	—	0·406	—
Matières protéiques	1·51183	—	1·3727	—	1·293	—	1·0466	—	2·8875	—	2·5375	—
Extrait alcoolique	8·3584	—	7·3033	—	7·1184	—	5·5568	—	15·964	—	13·510	—

41. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 19 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	12·5	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·7	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·91881	—	0·92137	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	42·958	—	45·112	—	39·470	—	41·5648	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	57·042	—	54·888	—	52·4107	—	50·5721	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·30289	—	0·24145	—	0·27829	—	0·22246	—	0·5310	—	0·43990	—
Cendres	1·54412	—	1·4413	—	1·41875	—	1·3279	—	2·707	—	2·626	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	26·068	—	18·7716	—	23·9515	—	17·2955	—	45·7	—	34·2	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	5·1908	—	5·7632	—	4·7693	—	5·31004	—	9·1	—	10·5	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	20·877	—	13·0084	—	19·1819	—	11·9855	—	36·6	—	23·7	—
Amidon	8·2072	—	7·2858	—	7·54085	—	6·7129	—	14·388	—	13·274	—
Cellulose	23·615	—	22·504	—	21·6976	—	20·7345	—	41·400	—	41·00	—
Azote	0·2738	—	0·2634	—	0·25157	—	0·24268	—	0·480	—	0·480	—
Matières protéiques	1·7112	—	1·6466	—	1·5722	—	1·517127	—	3·00	—	3·00	—
Extrait alcoolique	8·4022	—	7·5525	—	7·2700	—	6·9586	—	14·73	—	13·76	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	34·75	32·37	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	5·925	7·678	de cendres
100 « « « «	7·246	7·317	de matières protéiques	100 « « matières protéiques « «	90·23	87·53	« «
100 « d'amidon «	20·85	22·60		100 « « cellulose « «	35·57	33·56	d'extrait alcoolique.

42. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 4 Mars 1902.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	2·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·5	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·5	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·90013	—	0·89673	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	43·866	—	47·303	—	39·4851	—	42·418	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	56·134	—	52·697	—	50·52789	—	47·2549	—	—	—	—	—
Azote	0·22004	—	0·2139	—	0·19806	—	0·1918	—	0·392	—	0·406	—
Matières protéiques	1·3752	—	1·3371	—	1·2378	—	1·1990	—	2·410	—	2·5375	—
Extrait alcoolique	7·7622	—	7·2964	—	6·9779	—	6·5429	—	13·828	—	13·846	—

43. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Pousse de l'année 1901, coupé le 8 Juillet de la même année.
Lieu de provenance: Hidegkút—Gyönk, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarments sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	7·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·4	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9906	—	1·0446	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	76·048	—	78·291	—	75·5331	—	81·7827	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	23·952	—	21·609	—	23·7268	—	22·572	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·12141	—	0·11952	—	0·120268	—	0·12485	—	0·50688	—	0·5531	—
Cendres	0·6332	—	0·66783	—	0·627247	—	0 69761	—	2·6436	—	3·090	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p%	10·929	—	9·805	—	10·7262	—	10·2423	—	45·628	—	45·374	—
Sucre	traces	—	traces	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Amidon	2·0240	—	1·85189	—	2·0432	—	1·7728	—	8·45	—	8·57	—
Cellulose	10·6265	—	9·8011	—	10·727	—	9·3826	—	44·366	—	43·357	—
Azote	0·15089	—	0·16855	—	0·14947	—	0·17606	—	0·63	—	0·78	—
Matières protéiques	0·9430	—	1·0534	—	0·934187	—	1·10038	—	3·9375	—	4·8750	—
Extrait alcoolique	2·6563	—	2·2422	—	2·63133	—	2·3422	—	11·091	—	10·376	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	19·046	19·766	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	5·9586	7·1268	de cendres
100 « « « «	8·8750	11·243	de matières	100 « « matières protéiques «	67·138	63·384	« «
100 « d'amidon «	46·597	56·82	protéiques	100 « « cellulose «	24·998	23·931	d'extrait alcoolique.

44. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Pousse de l'année 1901, coupé le 1er Juillet de la même année.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	10·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	11·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·99905	—	1·0132	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	79·705	—	81·624	—	79·629	—	82·70014	—	—	—	—	—
Matières sèches 100 C°	21·295	—	18·376	—	21·2747	—	18·61856	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1295	—	0·11980	—	0·1293	—	0·121361	—	0·60812	—	0·65237	—
Cendres	1·2585	—	1·0445	—	1·2573	—	1·05828	—	5·9098	—	5·684	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	14·730	—	11·013	—	14·716	—	11·15837	—	69·171	—	59·931	—
Sucre	traces	—	traces	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Amidon	1·74193	—	1·3267	—	1·7402	—	1·344212	—	8·18	—	7·22	—
Cellulose	9·9409	—	8·1075	—	9·93145	—	8·2145	—	46·682	—	44·12	—
Azote	0·1267	—	0·16722	—	0·126579	—	0·16942	—	0·595	—	0·9100	—
Matières protéiques	0·84913	—	1·08528	—	0·84832	—	1·099605	—	3·9875	—	5·906	—
Extrait alcoolique	2·7926	—	2·21026	—	2·78994	—	2·239435	—	13·114	—	12·028	—

		I.	II.				I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent	à	17·522	16·364	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent	à	12·659	12·885	de cendres
100 « « « «	à	8·5418	13·386	de matières	100 « « matières protéiques «	à	148·20	96·241	« «
100 « d'amidon «	à	48·746	81·800	protéiques	100 « « cellulose «	à	28·092	27·262	d'extrait alcoolique.

45. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Septembre de la même année.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	5·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9997	—	0·95792	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	63·408	—	76·318	—	63·3889	—	73·1065	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	36·592	—	23·682	—	36·58102	—	22·68546	—	—	—	—	—
Extrait éthére	0·2266	—	0·17097	—	0·226532	—	0·163775	—	0·61926	—	0·72190	—
Cendres	1·20406	—	0·90513	—	1·20367	—	0·86704	—	3·2905	—	3·8219	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	14·4046	—	10·1832	—	14·49025	—	9·75469	—	39·6115	—	43·00	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	3·9336	—	2·3682	—	3·932419	—	2·268546	—	10·75	—	10·00	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	10·561	—	7·8150	—	10·5578	—	7·48614	—	28·8615	—	33·00	—
Amidon	3·00676	—	1·86959	—	3·00585	—	1·79092	—	8·217	—	7·8946	—
Cellulose	16·4920	—	10·1998	—	16·487	—	9·77059	—	45·07	—	43·07	—
Azote	0·204915	—	0·182351	—	0·204853	—	0·17467	—	0·560	—	0·77	—
Matières protéiques	1·28072	—	1·13967	—	1·280335	—	1·09173	—	3·500	—	41·8125	—
Extrait alcoolique	2·789	—	2·448	—	2·42517	—	1·97753	—	7·608	—	10·34	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	18·231	18·359	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	7·3003	8·8736	de cendres
100 « « « «	7·7656	11·173	de matières	100 « « matières protéiques « «	94·010	79·41	« «
100 « d'amidon « «	42·594	60·959	protéiques	100 « « cellulose « «	16·880	24·578	d'extrait alcoolique.

46. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 23 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	12·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	11·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·5	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·91171	—	0·88143	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·609	—	47·709	—	40·6704	—	42·0521	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·391	—	52·291	—	50·5005	—	46·0908	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·3150	—	0·2955	—	0·2871	—	0·2604	—	0·56868	—	0·56511	—
Cendres	1·666	—	1·626	—	1·5189	—	1·4332	—	3·0077	—	3·1090	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	21·324	—	22·663	—	19·4413	—	19·975	—	38·495	—	43·34	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	5·112	—	5·663	—	4·6606	—	4·9915	—	9·2289	—	10·829	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	16·212	—	17·00	—	16·7806	—	14·9843	—	29·267	—	32·510	—
Amidon	9·228	—	8·6489	—	8·41326	—	7·62339	—	16·66	—	16·54	—
Cellulose	29·54002	—	24·749	—	26·9319	—	21·8145	—	53·33	—	47·33	—
Azote	0·24039	—	0·23426	—	0·21916	—	0·20648	—	0·434	—	0·448	—
Matières protéiques	1·50248	—	1·4641	—	1·3698	—	1·2905	—	2·7125	—	2·800	—
Extrait alcoolique	9·5815	—	8·50565	—	8·7355	—	7·4971	—	17·298	—	16·266	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	31·239	34·946	d'amidon	100 gr. de collulose correspondent à	5·6397	6·5687	de cendres
100 « « « « à	5·0862	5·9159	de matières	100 « « matières protéiques « à	110·88	111·03	« «
100 « d'amidon « à	16·281	16·928	protéiques	100 « « cellulose à	32·435	34·367	d'extrait alcoolique.

47. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Novembre de la même année. Longueur du rameau 2 m. 80 cm.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	15·0	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	5·0	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	9·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·90184	—	0·8858	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	45·394	—	47·592	—	40·9371	—	42·1569	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C⁰	54·606	—	52·408	—	49·2458	—	46·4230	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·3742	—	0·3704	—	0·33746	—	0·32810	—	0·6852	—	0·70676	—
Cendres	1·71189	—	1·6361	—	1·54385	—	1·44915	—	3·135	—	3·122	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	21·5693	—	19·5481	—	19·45205	—	17·3157	—	39·5	—	37·3	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	6·82576	—	6·02692	—	6·15574	—	5·3386	—	12·5	—	11·5	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	14·7436	—	13·5212	—	13·29636	—	11·97707	—	27·0	—	25·8	—
Amidon	8·42406	—	7·3638	—	7·59715	—	6·5218	—	15·427	—	14·051	—
Cellulose	23.0437	—	20·70116	—	20·7818	—	18·33703	—	42·2	—	39·5	—
Azote	0·27521	—	0·24212	—	0·24819	—	0·214469	—	0·504	—	0·462	—
Matières protéiques	1·72008	—	1·51328	—	1·55123	—	1·34046	—	3·150	—	2·8875	—
Extrait alcoolique	8·9248	—	7·43879	—	8·3402	—	6·5892	—	16·344	—	14·194	—

	I.	II.		I.	II.
100 gr. de cellulose correspondent à	36·5560	35·572 d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	7·4644	7·9037 de cendres
100 « « « « à	7·4644	7·313 { de matières	100 « « matères protéiques « à	99·523	108·07 « «
100 « d'amidon « à	20·417	20·550 { protéiques	100 « « cellulose « à	38·729	35·934 d'extrait alcoolique.

48. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 20 Mars 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	5·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	2·5	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·90837	—	0·85275	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	46·678	—	46·109	—	42·4068	—	39·3194	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	53·322	—	53·891	—	48·4361	—	45·9555	—	—	—	—	—
Azote	0·24634	—	0·2565	—	0·22376	—	0·21873	—	0 462	—	0·476	—
Matières protéiques	1·5396	—	1·6032	—	1·3985	—	1·36712	—	2·8875	—	2·975	—
Extrait alcoolique	7·4096	—	7·4046	—	6·7306	—	6·31427	—	13·896	—	13·740	—

49. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Pousse de l'année 1901, coupé le 8 Juin 1901.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:					
	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20	1·20	à partir de la pointe 1·20
	100 grammes de sarment vert		100 cm³ de sarment vert		100 grammes de sarment sec	
	contiennent en grammes					
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	1·0142	1·0269	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	83·978	83·284	85·17048	85·5246	—	—
Matières sèches à 100 C°	16·022	16·716	16·2495	17·16566	100·0	100·0
Extrait éthéré	0·12941	0·1048	0·13124	0·107619	0·8077	0·6298
Cendres	1·1503	0·93658	1·1663	0·96177	7·1796	5·6028
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p °/₀	11·579	8·473	11·7434	8·7009	72·265	50·686
Sucre	0·072	0·097	0·073	0·9991	0·44938	0·582
Amidon	1·827	1·93	1·8529	1·9819	11·40	11·545
Cellulose	10·42	8·992	10·5679	9·2338	65·03	53·792
Azote	0·143	0·1560	0·145	0·1601	0·8925	0 9332
Matières protéiques	0·8937	0·975	0·9063	1·0012	5·576	5·8327
Extrait alcoolique	2·072	2·1692	2·1014	2·2275	12·932	12·976

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	17·533	21·463	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	11·039	10·414	de cendres
100 « « « «	8·5767	10·842	de matières	100 « « matières protéiques «	128·71	96·059	« «
100 « d'amidon « «	48·916	50·518	protéiques	100 « « cellulose «	19·884	24·042	d'extrait alcoolique

50. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 7 Avril 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	3·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	7·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·86974	—	0·83400	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	48·46	—	50·595	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Matières sèches	51·540	—	49·405	—	—	—	—	—	—	—	—	—

51. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Septembre de la même année; longueur du rameau: 2 mèt. 40 cm.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	15·0	—	9·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	12·5	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·96069	—	1·0049	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	62·767	—	70·665	—	60·299	—	71·0112	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	37·233	—	29·335	—	35·769	—	29·4787	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·14473	—	0·13673	—	0·13903	—	0·13689	—	0·38871	—	0·46439	—
Cendres	1·3036	—	1·3090	—	1·2523	—	1·3154	—	3·5011	—	4·4562	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	14·112	—	14·8460	—	13·557	—	14·918	—	37·901	—	50·608	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	4·5592	—	4·8259	—	4·3799	—	4·8997	—	12·245	—	16·621	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	9·5527	—	9·9701	—	9·17718	—	10·018	—	25·656	—	33·987	—
Amidon	4·08297	—	2·80618	—	3·922468	—	2·81993	—	10·966	—	9·566	—
Cellulose	16·3713	—	12·6435	—	15·7277	—	12·70545	—	43·97	—	43·10	—
Azote	0·10295	—	0·13347	—	0·0989	—	0·1341	—	0·2765	—	0·455	—
Matières protéiques	0·64342	—	0·83421	—	0·61812	—	0·83829	—	1·7281	—	2·84375	—
Extrait alcoolique	3·20129	—	4·6642	—	3·0754	—	4·68705	—	8·598	—	15·900	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	24·939	22·194	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	7·962	10·339	de cendres
100 « « « «	3·9301	6·598	de matières	100 « « matières protéiques «	20·258	15·670	« «
100 « d'amidon «	15·758	29·725	protéiques	100 « « cellulose «	19·572	36·890	d'extrait alcoolique.

52. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 30 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	9·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9109	—	0·95549	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	43·879	—	44·579	—	39·9601	—	42·5947	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	56·121	—	55·421	—	51·1088	—	52·9542	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·3193	—	0·2322	—	0·2907	—	0·2218	—	0·5689	—	0·4189	—
Cendres	1·82359	—	1·2829	—	1·6607	—	1·2257	—	3·250	—	2·315	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p%	31·427	—	23·1105	—	28·6202	—	22·0818	—	56·00	—	41·70	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p%	5·6121	—	4·1011	—	5·1108	—	3·9185	—	10·00	—	7·40	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p%	25·815	—	19·009	—	23·5094	—	18·1629	—	46·00	—	34·30	—
Amidon	5·1805	—	5·1247	—	4·7178	—	4·89659	—	9·231	—	9·247	—
Cellulose	28·139	—	24·939	—	25·6259	—	23·8289	—	50·14	—	45·00	—
Azote	0·2828	—	0·2715	—	0·2575	—	0·2594	—	0·504	—	0·49	—
Matières protéiques	1·9361	—	1·697	—	1·7631	—	1·6214	—	3·45	—	3·062	—
Extrait alcoolique	10·943	—	9·0502	—	9·9656	—	8·6473	—	19·50	—	16·33	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	18·411	20·548	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	6·481	5·14414	de cendres
100 « « « «	6·880	6·8044	de matières protéiques	100 « « matières protéiques « «	94·200	75·604	« «
100 « d'amidon « «	37·375	33·113	protéiques	100 « « cellulose « «	38·891	36·288	d'extrait alcoolique.

53. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Monticola.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 17 Mars 1902.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	3·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·0	—	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·91442	—	0·9191	—	-	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	46·743	—	45·232	—	42·7427	—	41·5727	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	53·257	—	54·768	—	48·6992	—	50·3372	—	—	—	—	—
Azote	0 24231	—	0·462	—	0·22158	—	0·23255	—	0·455	—	0·462	—
Matières protéiques	1·51409	—	2·8875	—	1·3845	—	1·45348	—	2·843	—	2·8875	—
Extrait alcoolique	6·9766	—	14·936	—	6·3795	—	7·5183	—	13·100	—	14·936	—

54. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 19 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1.20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1.20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1.20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds: Diamètre du sarment en m/m	15·0	—	13·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: « de la moëlle «	5·5	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Diamètre du sarment «	14·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: « de la moëlle «	4·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·9477	—	0·90577	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	45·05	—	47·639	—	42·693	—	43·1499	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C⁰	54·9440	—	52·3678	—	52·0704	—	47·4331	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·30709	—	0·30912	—	0·29102	—	0·27999	—	0·5589	—	0·59020	—
Cendres	1·59953	—	1·5375	—	1·51568	—	1·3926	—	2·912	—	2·936	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	21·4281	—	19·4808	—	20·3074	—	17·640	—	39·00	—	37·2	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	7·6921	—	5·2367	—	7·2898	—	4·7432	—	14·00	—	10·0	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	13·736	—	14·2440	—	13·01760	—	12·9017	—	25·00	—	27·2	—
Amidon	6·6597	—	6·3731	—	6·31139	—	5·77256	—	12·121	—	12·17	—
Cellulose	19·8625	—	18·8524	—	18·8237	—	17·0759	—	36·15	—	36·0	—
Azote	0·2615	—	0·19795	—	0·24782	—	0·179297	—	0·476	—	0·378	—
Matières protéiques	1·6345	—	1·237189	—	1·54901	—	1·1206	—	2·975	—	2·3625	—
Extrait alcoolique	7·6789	—	7·1639	—	7·2767	—	6·4884	—	13·976	—	13·680	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	33·529	33·805	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	8·055	8·155	de cendres
100 « « « «	8·179	6·562	de matières	100 « « matières protéiques « «	97·88	124·27	« «
100 « d'amidon « «	24·544	19·412	protéiques	100 « « cellulose « «	38·64	38·00	d'extrait alcoolique.

55. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 4 Mars 1902.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux neouds — Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux neouds — « de la moëlle «	6·0	—	6·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux neouds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·90894	—	0·87749	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	43·130	—	45·649	—	42·8296	—	42·0158	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	56·870	—	54·351	—	43·4803	—	45·1297	—	—	—	—	—
Azote	0·20955	—	0·22526	—	0·19442	—	0·1963	—	0·3676	—	0·41445	—
Matières protéiques	1·30963	—	1·4055	—	1·21658	—	1·2284	—	2·2925	—	2·590	—
Extrait alcoolique	10·56	—	12·090	—	6·6811	—	6·0229	—	10·56	—	12·090	—

56. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 16 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·3	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	2·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·87361	—	0·93039	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	44·677	—	46·301	—	39·03027	—	43·0779	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C⁰	55·323	—	55·699	—	48·3307	—	49·961	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·41226	—	0·41440	—	0·36015	—	0·38555	—	0·74517	—	0·7717	—
Cendres	1·36758	—	1·3022	—	1·19473	—	1·21155	—	2·472	—	2·425	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p⁰/₀	19·4183	—	12·8877	—	16·964	—	11·9905	—	35·1	—	24·00	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p⁰/₀	4·42584	—	4·2959	—	3·8664	—	3·9968	—	8·00	—	8·00	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p⁰/₀	14·9925	—	8·5918	—	13·0976	—	7·9937	—	27·1	—	16·00	—
Amidon	7·3767	—	6·46535	—	6·4444	—	6·0152	—	13·334	—	12·040	—
Cellulose	25·2715	—	25·5231	—	22·0774	—	23·7464	—	45·680	—	47·53	—
Azote	0·27108	—	0·26312	—	0·23682	—	0·24480	—	0·490	—	0·490	—
Matières protéiques	1·69426	—	1·64453	—	1·48012	—	1·530054	—	3·0625	—	3·0625	—
Extrait alcoolique	9·7257	—	7·73265	—	8·49646	—	7·19438	—	17·580	—	14·400	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	29·190	25·331	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	5·4115	5·1020	de cendres
100 « « « « «	6·7047	6·4432	de matières	100 « « matières protéiques « «	80·718	79·183	« «
100 « d'amidon « «	22·957	25·436	protéiques	100 « « cellulose « «	38·485	30·296	d'extrait alcoolique

57. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 21 Mars 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	16·0	—	10·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	—	2·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre de sarment «	12·0	—	7·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	—	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·85186	—	0·90926	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	53·094	—	53·846	—	45·2286	—	48·9600	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	46·906	—	46·154	—	39·9573	—	41·9659	—	—	—	—	—
Azote	0·2298	—	0·23907	—	0·1957	—	0·2173	—	0·48	—	0·518	—
Matières protéiques	1·4346	—	1·4942	—	1·22207	—	1·3586	—	3·0625	—	3·2375	—
Extrait alcoolique	4·8876	—	4·9569	—	4·1635	—	4·5071	—	10·49	—	10·74	—

58. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 7 Avril 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	I.	—	II.	—	I.	—	II.	—	I.	—	II.	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·5	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·5	—	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·88431	—	0·89350	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	51·0687	—	50·391	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Matières sèches	48·9313	—	49·609	—	—	—	—	—	—	—	—	—

59. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Septembre de la même année. Longueur du rameau 2 m. 80 cm.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep :											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	11·5	—	12·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	3·5	—	2·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	11·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9988	—	1·0411	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	47·794	—	52·815	—	47·736	—	54·9856	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	52·206	—	47·185	—	52·1433	—	49·1243	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2170	—	0·20252	—	0·2167	—	0·210843	—	0·41566	—	0·42920	—
Cendres	1·1558	—	0 9818	—	1·15441	—	1·02215	—	2·2139	—	2·0877	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p%	18·5005	—	14·6262	—	18·478	—	15·2262	—	35·437	—	30, 997	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p%	5·1255	—	4·1879	—	5·119	—	4·42469	—	9·8178	—	8·8754	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p%	13·3750	—	10·4383	—	13·358	—	10·8673	—	25·619	—	22·122	—
Amidon	8·9428	—	6·9078	—	8·9320	—	7·1917	—	17·13	—	14·64	—
Cellulose	24·5368	—	21·974	—	24·5073	—	22·877	—	47·00	—	46·57	—
Azote	0·1279	—	0·16514	—	0·12774	—	0·171927	—	0·245	—	0·35	—
Matières protéiques	0·79940	—	1·0327	—	0·79844	—	1·0745	—	1·53125	—	2·1875	—
Extrait alcoolique	4·2391	—	5·3979	—	4·23401	—	5·6197	—	8·120	—	11·440	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	36·446	31·436	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	4·7104	4·4743	de cendres
100 « « « «	3·2579	4·6972	de matières	100 « « matières protéiques « «	144·58	104·98	« «
100 « d'amidon « «	8·9319	14·941	protéiques	100 « « cellulose « «	17·276	24·671	d'extrait alcoolique.

60. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica. Longueur du rameau: 1 m. 80 cm., et aux entrenoeuds 6—11 cm.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 3 Décembre de la même année.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	10·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	8·5	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·5	—	2·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9169	—	0·91669	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·791	—	45·343	—	41·0688	—	41·5654	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·219	—	54·657	—	50·6303	—	50·1352	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2703	—	6·2140	—	0·2478	—	0·1961	—	0·4895	—	0·39153	—
Cendres	1·4710	—	1·2844	—	1·3487	—	1·1773	—	2·664	—	2·350	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation de cendres p %	23·744	—	27·9297	—	21·7708	—	25·6028	—	43·00	—	51·1	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	6·9023	—	5·7389	—	6·3287	—	5·2607	—	12·50	—	10·5	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	16·8417	—	22·4093	—	15·4421	—	20·5423	—	30·50	—	41·0	—
Amidon	6·3347	—	6·0286	—	5·8082	—	5·5263	—	11·472	—	11·03	—
Cellulose	22·5935	—	21·7917	—	20·6976	—	19·9762	—	40·88	—	39·87	—
Azote	0·3092	—	0·2448	—	0·2835	—	0·2244	—	0·56	—	0·448	—
Matières protéiques	1·9326	—	1·5303	—	1·7720	—	1·4028	—	3·500	—	2·800	—
Extrait alcoolique	8·9178	—	9·64149	—	8·1766	—	8·8382	—	16·150	—	17·640	—

	I.	II.		I.	II.
100 gr. de cellulose correspondent à	28·062	27·668 d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	6·5166	5·8941 de cendres
100 « « « « à	8·5616	7·0228 de matières	100 « « matières protéiques « à	76·114	83·928 « «
100 « d'amidon « à	30·509	25·385 protéiques	100 « « cellulose « à	39·505	44·243 d'extrait alcoolique.

61. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Rupestris Metallica.
Année de la récolte: Pousse de l'année 1901, coupé le 8 Juillet de la même année.
Lieu de provenance: Hidegkút-Gyönk, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds: Diamètre du sarment en m/m	14·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: « de la moëlle «	6·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	2·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Diamètre du sarment «	12·0	—	5·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·4	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	1·0013	—	1·0173	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	71·769	—	75·300	—	71·86229	—	76·6027	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	28·231	—	24·700	—	28·2677	—	25·1273	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1665	—	0·15374	—	0·166716	—	0·156399	—	0·58977	—	0·62242	—
Cendres	1·066	—	0·8047	—	1·066	—	0·80862	—	3·7759	—	3·2578	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	12·288	—	12·430	—	12·3039	—	12·645	—	43·526	—	50·323	—
Amidon	2·6288	—	2·484	—	2·6253	—	2·4417	—	9·312	—	10·06	—
Cellulose	13·5601	—	11·2099	—	13·542	—	11·019	—	48·033	—	45·366	—
Azote	0·19836	—	0·23481	—	0·198617	—	0·23887	—	0·560	—	0·58	—
Matières protéiques	1·2390	—	1·4676	—	1·24061	—	1·49298	—	3·500	—	3·625	—
Extrait alcoolique	1·8558	—	1·9084	—	1·8582	—	1·94141	—	6·5776	—	7·7554	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	19·386	22·175	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	7·861	7·1811	de cendres
100 « « « «	7·286	7·9905	de matières protéiques	100 « « matières protéiques « «	107·88	111·27	« «
100 « d'amidon «	37·585	36·033		100 « « cellulose « «	13·693	17·095	d'extrait alcoolique.

62. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis. Longueur du rameau 2 m. 40 cm., et aux entrenoeuds 10—13 cm.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 11 Décembre de la même année.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds: Diamètre du sarment en m/m	11·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Diamètre du sarment «	9·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: « de la moëlle «	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·86489	—	0·84317	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·50	—	46·227	—	38·4678	—	38·9772	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·50	—	53·773	—	47·9791	—	45·3397	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·1970	—	0·1832	—	0·1703	—	0·1544	—	0·3549	—	0·3406	—
Cendres	2·04906	—	2·02078	—	1·77139	—	1·70386	—	3·692	—	3·758	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	32·301	—	29·5751	—	27·9238	—	24·9368	—	58·20	—	55·00	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	11·211	—	8·0659	—	9·6917	—	6·8009	—	20·20	—	15·0	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	21·090	—	23·6601	—	18·2321	—	19·9494	—	38·0	—	44·0	—
Amidon	7·0485	—	6·1924	—	6·0961	—	5·2212	—	12·70	—	11·516	—
Cellulose	20·313	—	19·0732	—	17·5685	—	16·0819	—	36·60	—	35·47	—
Azote	0·2253	—	0·2183	—	0·19476	—	0·18406	—	0·406	—	0·406	—
Matières protéiques	1·4083	—	1·3642	—	1·2174	—	1·1502	—	2·5375	—	2·5370	—
Extrait alcoolique	8·6469	—	7·6594	—	7·4751	—	6·4581	—	15·580	—	14·244	—

		I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à		34·699	32·466	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	10·087	10·594	de cendres
100 « « « « à		6·933	7·1525	de matières	100 « « matières protéiques « à	145·49	148·12	« «
100 « d'amidon « à		19·980	22·030	protéiques	100 « « cellulose « à	42·568	40·157	d'extrait alcoolique.

63. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 24 Mars 1902.
Lieu de provenance: Balatonfüred, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	11·5	—	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	5·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·86553	—	0·89316	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	55·770	—	51·721	—	48·270	—	46·1951	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	44 230	—	48·279	—	38·2823	—	43·1208	—	—	—	—	—
Azote	0·2353	—	0·23656	—	0·2036	—	0·21128	—	0·532	—	0·490	—
Matières protéiques	1·4706	—	1·4785	—	1·2728	—	1·3205	—	3·3250	—	3·0625	—
Extrait alcoolique	6·3310	—	6·5128	—	5·4796	—	5·8169	—	14·314	—	13·49	—

64. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 19 Novembre de la même année.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds {Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds {Diamètre du sarment «	11·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·5	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·88229	—	0·90317	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·696	—	46·666	—	39·4339	—	42·1473	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·304	—	53·334	—	48·7941	—	48·1696	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2617	—	0·26213	—	0·23089	—	0·23675	—	0·4732	—	0·4915	—
Cendres	1·9077	—	1·6496	—	1·6831	—	1·48986	—	3·4494	—	3·0929	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	20·987	—	27·004	—	18·5166	—	24·3892	—	37·948	—	50·631	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	4·562	—	4·38	—	4·02500	—	3·9558	—	8·2489	—	8·2123	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	16·43	—	22·624	—	14·4960	—	20·433	—	29·708	—	42·419	—
Amidon	6·6365	—	6·1547	—	5·8553	—	5·5558	—	12·00	—	11·54	—
Cellulose	20·6989	—	20·0589	—	18·2624	—	18·1165	—	37·41	—	37·61	—
Azote	0·27098	—	0·2688	—	0·23908	—	0·24277	—	0·49	—	0·504	—
Matières protéiques	1·69368	—	1·68002	—	1·4943	—	1·5173	—	3·0625	—	3·1500	—
Extrait alcoolique	8·3453	—	7·4134	—	7·3629	—	6·6955	—	15·090	—	13·90	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	32·076	30·683	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	9·2205	8·223	de cendres
100 « « « «	8·1863	8·3754	de matières	100 « « matières protéiques « «	112·63	98·187	« «
100 « d'amidon «	25·520	27·296	protéiques	100 « « cellulose « «	40·336	36·958	d'extrait alcoolique.

65. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 4 Mars 1902.
Lieu de provenance: Csála, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	11·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	11·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	3·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·85313	—	0·87720	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	44·213	—	44·072	—	37·7194	—	38·6599	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	55·787	—	55·928	—	47·7138	—	49·06004	—	—	—	—	—
Azote	0·2231	—	0·23098	—	0·19705	—	0·2026	—	0·400	—	0·413	—
Matières protéiques	1·3946	—	1·4436	—	1·23157	—	1·2663	—	2·50	—	2·5812	—
Extrait alcoolique	9·0453	—	8·7751	—	7·4863	—	7·6975	—	16·214	—	15·69	—

66. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Pousse de l'année 1901, coupé le 1er Juillet de la même année.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière des vigne américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	5·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·5	—	1·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	11·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·5	—	0·8	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·9486	—	0·96428	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	72·167	—	74·227	—	68 4576	—	71·5756	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	27·833	—	25·773	—	26·4024	—	24·8524	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·15451	—	0·12607	—	0·14657	—	0·121567	—	0·5550	—	0·48915	—
Cendres	1·3727	—	0·9727	—	1·30214	—	0·937955	—	4·9304	—	3·7741	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p °/₀	12·192		9·527	—	11·5653	—	9·1867	—	43·804	—	36·965	—
Amidon	1·66998	—	1·56442	—	1·58678	—	1·50854	—	6·00	—	6·07	—
Cellulose	13·5602	—	11·7499	—	14·294	—	12·185	—	48·72	—	45·59	—
Azote	0·161283	—	0·27964	—	0·138613	—	0·26964	—	0·525	—	1·085	—
Matières protéiques	0·91327	—	1·74773	—	0·866587	—	1·6853	—	3·28125	—	6·78125	—
Extrait alcoolique	2·8896	—	3·6273	—	2·7411	—	3·349773	—	10·382	—	14·074	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	12·315	13·314	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	10·1195	8·2783	de cendres
100 « « « «	6·7349	14·874	de matières	100 « « matières protéiques «	150·25	55·654	« «
100 « d'amidon «	54·687	111·71	protéiques	100 « « cellulose «	21·309	30·870	d'extrait alcoolique.

67. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Septembre de la même année. Longueur du rameau 2 m. 50 cm.
Lieu de provenance: Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	13·0	—	13·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	11·0	—	9·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	1·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·93740	—	1·0015	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	58·558	—	65·846	—	54·83229	—	65·9447	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	41·751	—	34·154	—	39·13738	—	39·19608	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·26336	—	0·21956	—	0·246873	—	0·219889	—	0·63075	—	0·64285	—
Cendres	1·55334	—	1·1687	—	1·4561	—	1·170453	—	3·7205	—	3·4220	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	18·8443	—	15·1985	—	17·66089	—	15·221197	—	45·135	—	44·50	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	6·2626	—	7·6841	—	5·87056	—	7·69712	—	15·00	—	22·5	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	12·5816	—	7·51384	—	11·79399	—	7·51388	—	30·135	—	22·0	—
Amidon	3·340	—	2·5164	—	3·1309	—	2·52017	—	8·00	—	7·59	—
Cellulose	23·1467	—	15·698	—	21·6977	—	15·7215	—	55·44	—	47·35	—
Azote	0·14612	—	0·131492		0·136972	—	0·131689	—	0·35		0·385	—
Matières protéiques	0·913303	—	0·82183	—	0·85613	—	0·82306	—	2·1875	—	2·40625	—
Extrait alcoolique	2·5087	—	3·2811	—	2·351655	—	3·2862	—	6·0087	—	9·6067	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	14·430	16·029	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	6·7103	7·227	de cendres
100 « « « « à	3·9457	5·0818	de matières	100 « « matières protéiques « à	170·008	142·21	« «
100 « d'amidon « à	27·343	31·702	protéiques	100 « « cellulose « à	13·722	21·837	d'extrait alcoolique.

68. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce : Vitis Solonis. Longueur du rameau 2 mèt. 20 cm., et aux entrenoeuds 12 - 13 cm.
Année de la récolte : Sarment de l'année 1901, coupé le 23 Novembre de la même année.
Lieu de provenance : Paulis-Baraczka, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep :											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	9·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·90768	—	0·8769	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	40·043	—	41·016	—	36·3462	—	35·9669	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	59·957	—	58·984	—	54·4212	—	51·7230	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·3695	—	0·3740	—	0·33538	—	0·32796	—	0·61627	—	0·63407	—
Cendres	1·8355	—	1·5545	—	1·66604	—	1·36314	—	3·0613	—	2·6354	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p °/₀	18·955	—	15·645	—	17·205	—	13·7191	—	31·614	—	26·524	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p °/₀	4·701	—	4·617	—	4·2670	—	4·0486	—	7·8415	—	7·8275	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p °/₀	14·254	—	11·028	—	12·938	—	9·6704	—	23·773	—	18·696	—
Amidon	7·782	—	7·4909	—	7·0635	—	6·5687	—	12·98	—	12·718	—
Cellulose	31·2196	—	20·2197	—	28·3374	—	17·7306	—	52·07	—	34·28	—
Azote	0·2770	—	0·27309	—	0·2514	—	0·23947	—	0·462	—	0·462	—
Matières protéiques	1·7312	—	1·7031	—	1·5713	—	1·4934	—	2·8875	—	2·8875	—
Extrait alcoolique	8·3460	—	7·3836	—	7·5754	—	3·8439	—	13·92	—	12·518	—

	I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	24·927	37·281	d'amidon
100 « « « « «	5·5454	8·423	de matières protéiques
100 « d'amidon « «	22·245	22·593	

	I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	5·8792	7·6878	de cendre
100 « « matières protéiques « «	106·01	91·269	« «
100 « « cellulose « «	26·735	36·516	d'extrait alcoolique.

69. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 12 Novembre de la même année. Longueur 3 mèt. 60 cm.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	11·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Diamètre du sarment «	7·5	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — « de la moëlle «	3·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C⁰	0·83496	—	0·77313	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C⁰	45·105	—	48·061	—	37·66087	—	37·157	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C⁰	54·895	—	51·909	—	45·8351	—	40·1324	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·38804	—	0·3050	—	0·32399	—	0·2358	—	0·70687	—	0·63461	—
Cendres	2·07558	—	1·763348	—	1·733026	—	1·36329	—	3·781	—	3·397	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	21·8482	—	17·8047	—	18·24237	—	13·76534	—	39·8	—	34·3	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	7·1363	—	6·2290	—	5·95852		4·81582	—	13·0	—	12·0	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	14·71186	—	11·5757	—	12·2838	—	8·9495	—	26·8	—	22·3	—
Amidon	8·41705	—	7·19977	—	7·02790	—	5·56635	—	15·333	—	13·87	—
Cellulose	22·70457	—	22·20667	—	18·95740	—	17·17946	—	41·36	—	42·78	—
Azote	0·19213	—	0·188948	—	0·16042	—	0·14608	—	0·35	—	0·364	—
Matières protéiques	1·200828	—	1·1809	—	1·002645	—	0·91298	—	2·1875	—	2·275	—
Extrait alcoolique	6·8948	—	7·4001	—	5·7568	—	5·72123	—	12·56	—	14·2156	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	37·072	32·421	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	9·1416	7·9406	de cendres
100 « « « « à	5·2889	5·3179	de matières	100 « « matières protéiques « à	173·12	149·31	« «
100 « d'amidon « à	14·266	16·402	protéiques	100 « « cellulose « à	30·367	33·325	d'extrait alcoolique.

70. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 21 Mars 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	9·0	—	7·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·8406	—	0·84275	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	43·161	—	46·780	—	36·2811	—	39·4238	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	56·839	—	53·220	—	47·778	—	44·8511	—	—	—	—	—
Azote	0·2864	—	0·2756		0·24074	—	0·23226	—	0·504	—	0·518	
Matières protéiques	1·7904		1·72299	—	1·50501	—	1·45204	—	3·1500	—	3·2375	—
Extrait alcoolique	7·6391	—	8·2735	—	6·4214	—	6·9729	—	13·440	—	15·540	—

71. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 7 Avril 1902.
Lieu de provenance: Pécsvárad, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Vitis Solonis											
	1·20				1·20							
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	9·0											
Aux noeuds — « de la moëlle «	2·0											
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5											
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	8·0											
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	2·0											
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·5											
Poids spécifique à 15 C°	0·87878											
Humidité obtenue à 100 C°	42·901											
Matières sèches à 100 C°	57·099											

Les sarments de Pécsvárad coupé le 7 Avril sont restés, à l'air libre, au grenier, pendant 7 jours.

72. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarments de l'année 1901, coupé le 12 Septembre de la même année et longueur: 3 mèt.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep: 1·20 —	à partir de la pointe 1·20 —	1·20 —	à partir de la pointe 1·20 —	1·20 —	à partir de la pointe 1·20 —
	100 grammes de sarment vert		100 cm³ de sarment vert		100 grammes de sarment sec	
	contiennent en grammes					
Aux noeuds { Diamètre du sarment en m/m	12·0 —	8·0 —	— —	— —	— —	— —
« de la moëlle «	4·0 —	3·0 —	— —	— —	— —	— —
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8 —	0·5 —	— —	— —	— —	— —
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	10·0 —	5·0 —	— —	— —	— —	— —
« de la moëlle «	2·5 —	2·5 —	— —	— —	— —	— —
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8 —	0·5 —	— —	— —	— —	— —
Poids spécifique à 15 C°	0·94877 —	1·0246 —	— —	— —	— —	— —
Humidité obtenue à 100 C°	53·754 —	56·0670 —	51·001 —	57·446 —	— —	— —
Matières sèches à 100 C°	46·24 —	43·933 —	43·8711 —	45·0137 —	— —	— —
Extrait éthéré	0·28832 —	0·31033 —	0·30388 —	0·30287 —	0·53638 —	0·55355 —
Cendres	1·1912 —	1·2171 —	1·13017 —	1·2470 —	2·5761 —	2·7703 —
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p°	21·055 —	21·353 —	19·9763 —	21·6322 —	45·534 —	48·600 —
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p°	6·4586 —	5·2093 —	6·1277 —	5·3374 —	13·962 —	11·857 —
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p°	14·596 —	16·1443 —	13·8482 —	16·544 —	31·565 —	36·747 —
Amidon	4·35157 —	3·97549 —	4·12864 —	4·07370 —	9·419 —	9·049 —
Cellulose	22·8703 —	20·8261 —	21·6986 —	21·3387 —	49·46 —	47·405 —
Azote	0·13756 —	0·16914 —	0·1305128 —	0·1733 —	0·2975 —	0·385 —
Matières protéiques	0·85977 —	1·05713 —	0·815724 —	1·083135 —	1·85937 —	2·40625 —
Extrait alcoolique	3·61596 —	4·1279 —	3·4307 —	4·229446 —	7·82 —	9·396 —

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	19·043	19·088	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	5·2084	5·8439	de cendres
100 « « « à	3·7593	5·0759	de matières	100 « « matières protéiques « à	138·54	115·12	« «
100 « d'amidon « à	19·740	26·591	protéiques	100 « « cellulose « à	15·81	19·820	d'extrait alcoolique

73. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis. Longueur du rameau 3 mèt. 60 cm, et aux entrenoeuds 7—14 cm.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 3 Décembre de la même année.
Lieu de provenance: Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux nœuds { Diamètre du sarment en m/m	12·0	—	8·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	3·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds { Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
« de la moëlle «	4·5	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Epaisseur du liber et de l'écorce «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·8746	—	0·91721	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	43·387		44·826		37·9462	—	41·1148	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	56·613	—	55·174	—	49·5137	—	50·60614	—	—	—	—	—
Extrait éthéré	0·2036		0·2145	—	0·17806	—	0·19674		0·35965	—	0·38877	—
Cendres	1·41249	—	1·1614	—	1·23536	—	1·0652	—	2·495	—	2·105	—
Acide normal (en cm³) pour la neutralisation des cendres p %	25·2493	—	20·304	—	22·0830	—	18·6230	—	44·60	—	36·8	—
Acide normal pour la neutralisation des parties solubles dans l'eau des cendres p %	8·2654	—	3·7518	—	7·2289		3·44118	—	14·6		6·8	—
Acide normal pour la neutralisation des parties insolubles dans l'eau des cendres p %	16·9839	—	16·552	—	14·8541	—	15·1816	—	30·0	—	30·0	—
Amidon	6·4578		5·6774		5·64799		5·2073		11·407	—	10·29	—
Cellulose	22·4074	—	22·0144	—	19·5975	—	20·1918	—	39·58	—	39·19	—
Azote	0·23777	—	0·21628	—	0·20795	—	0·19837	—	0·42	—	0·392	—
Matières protéiques	1·4860	—	1·35176	—	1·29965	—	1·23984	—	2·6250	—	2·450	—
Extrait alcoolique	8·9335	—	8·7064	—	7·8132	—	7·9855	—	15·78	—	15·78	—

	I.	II.			I.	II.	
100 gr. de cellulose correspondent à	28·820	26·256	d'amidon	100 gr. de cellulose correspondent à	6·3036	5·3712	de cendres
100 « « « «	6·6321	6·2515	de matières	100 « « matières protéiques «	95·047	85·918	« «
100 « d'amidon «	23·012	23·809	protéiques	100 « « cellulose «	39·868	40·265	d'extrait alcoolique.

74. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce : Vitis Solonis.
Année de la récolte : Sarment de l'année 1901, coupé le 17 Mars 1902.
Lieu de provenance : Tarczal, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la tête du cep :											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds — Diamètre du sarment en m/m	11·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — « de la moëlle «	4·0	—	4·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Diamètre du sarment «	10·0	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entrenoeuds — Epaisseur du liber et de l'écorce «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·86310	—	0·8715	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C°	49·623	—	48·216	—	42·8296	—	42·0158	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	50·377	—	51·784	—	43·4803	—	45·1297	—	—	—	—	—
Azote	0·20955	—	0·22526	—	0·18078	—	0·1963	—	0·4158	—	0·435	—
Matières protéiques	1·30969	—	1·40955	—	1·12988	—	1·2284	—	2·59875	—	2·722	—
Extrait alcoolique	7·7409	—	6·9110	—	6·6811	—	6·0229	—	15·36	—	13·346	—

75. Analyse de sarments des vignes américaines.

Désignation de l'espèce: Vitis Solonis.
Année de la récolte: Sarment de l'année 1901, coupé le 1er Avril 1902.
Lieu de provenance: Tapolcza, pépinière de vignes américaines de l'Etat.

Désignation des dosages	Distance en mètres des zônes analysées, à compter de la téte du cep:											
	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—	1·20	—	à partir de la pointe 1·20	—
	100 grammes de sarment vert				100 cm³ de sarment vert				100 grammes de sarment sec			
	contiennent en grammes											
Aux noeuds: Diamètre du sarment en m/m	10·0	—	10·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: « de la moëlle «	5·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	1·0	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Diamètre du sarment «	10·4	—	7·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: « de la moëlle «	4·0	—	3·0	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Aux entre-noeuds: Epaisseur du liber et de l'écorce ... ... «	0·8	—	0·5	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Poids spécifique à 15 C°	0·79867	—	0·83107	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Humidité obtenue à 100 C° ...	48·223	—	46·121	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Matières sèches à 100 C°	51·272	—	53·879	—	—	—	—	—	—	—	—	—

Explication des planches.

Planche IV. Variation du poids spécifique et de l'extrait éthéré de Riparia Portalis (récolte de 1900) dans les parties basales et supérieures du sarment, selon les provenances.

Planche V. Représentation du contenu d'eau et de matière sèche de Riparia Portalis (récolte de 1900) dans 100 vol. des parties basales et supérieures du sarment, selon les provenances.

Planche VI. Représentation de la variation des cendres dans la matière sèche de Riparia Portalis et Rupestris Monticola (récolte de 1900) dans les parties basales et supérieures du sarment.

Planche VII. Représentation du contenu d'eau et de matière sèche dans 100 vol. des parties basales et supérieures du sarment de Rupestris Monticola.

Planche VIII. Représentation, d'après leurs provenances, du contenu d'eau, de matières sèches et du poids spécifique dans 100 vol. des parties basales et supérieures du sarment de Riparia Portalis, Rupestris Monticola, Rupestris Metallica et Vitis Solonis à la fin de la végétation.

Planche IX. Poids spécifique et contenu de matières protéiques et de matières sèches dans 100 vol. du sarment vert de Riparia Portalis, Rupestris Monticola, Rupestris Metallica et Vitis Solonis, d'après les lieux de provenance (récolte de 1900).

Planche X. Représentation des quantités de cellulose et d'amidon contenus, à la fin de la végétation, dans 100 vol. des parties basales et supérieures du sarment de Riparia Portalis, Rupestris Monticola, Rupestris Metallica et Vitis Solonis (récolte de 1901).

Planche XI. L'augmentation pendant la durée de la végétation du contenu d'amidon, de cellulose et d'extrait alcoolique dans 100 vol. de sarment vert de Riparia Portalis et Rupestris Monticola de Tarczal et Baraczka.

Planche XII. Rapport des matières protéiques et de l'amidon dans 100 parties de cellulose dans les sarments de 1901 de Riparia Portalis, Rupestris Monticola, Vitis Solonis, pendant la végétation et à sa fin.

III. 1905. P. Baraczka. M.-Kövesd. B.-Füred. Tapolcza. Csála. Tarczal. Pécsvárad. Planche IV.

1900 évi Riparia Portalis

Fajsuly. I. tövessző; II. hegye vessző.

1.3
1.2
1.1
1.00
0.9
0.8
0.7
0.6
0.5
0.4
0.3
0.2
0.1
0.0

I.
II.

Aetheres-kivonat

I. tővessző; II. hegye vessző.

I.
II.

P. Baraczka. M.-Kövesd. B.-Füred. Tapolcza. Csála. Tarczal. Pécsvárad. Planche V.

1900 évi termésű Riparia Portalis viz- és szárazanyag-tartalmának feltüntetése termő helyek szerint

a tő = I, és hegye = II. 100 térfogat zöld vesszőben.

gramm % 100 trfg.

49
48
47
46
45
44
43
42
41
40
39
38
37
36
35
34
33
32

I. szárazanyag.
II. szárazanyag.
II. viz.
I. viz.

Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

III. 1903.

Planche VI.

P. Baraczka. M.-Kövesd. B.-Füred. Tapolcza. Csála. Tarczal. Pécsvárad.

grmm %

3.8 3.7 3.6 3.5 3.4 3.3 3.2 3.1 3.0 2.9 2.8 2.7 2.6 2.5 2.4 2.3 2.1 2.1 2.0

1900 évi Riparia Portalis és Rupestris Monticola hamu-tartalmának

feltüntetése telepek szerint 100 grmm szárazanyagban.

I. tővessző, II. hegye vessző.

II. R. Monticola.

I. R. Monticola.

I. Rip. Port.

II. Rip. Port.

Planche VII.

P.-Baraczka. M.-Kövesd. B.-Füred. Tapolcza. Csála. Tarczal. Pécsvárad.

grmm % 100 trfg.

53 52 51 50 49 48 47 46 45 44 43 42 41 40 39 38 37 36 35 34 33 32

I. szárazanyag.

II. szárazanyag.

I. viz.

II. viz.

1900 évi termésű Rupestris Monticola viz- és szárazanyag-tartalmának feltüntetése.

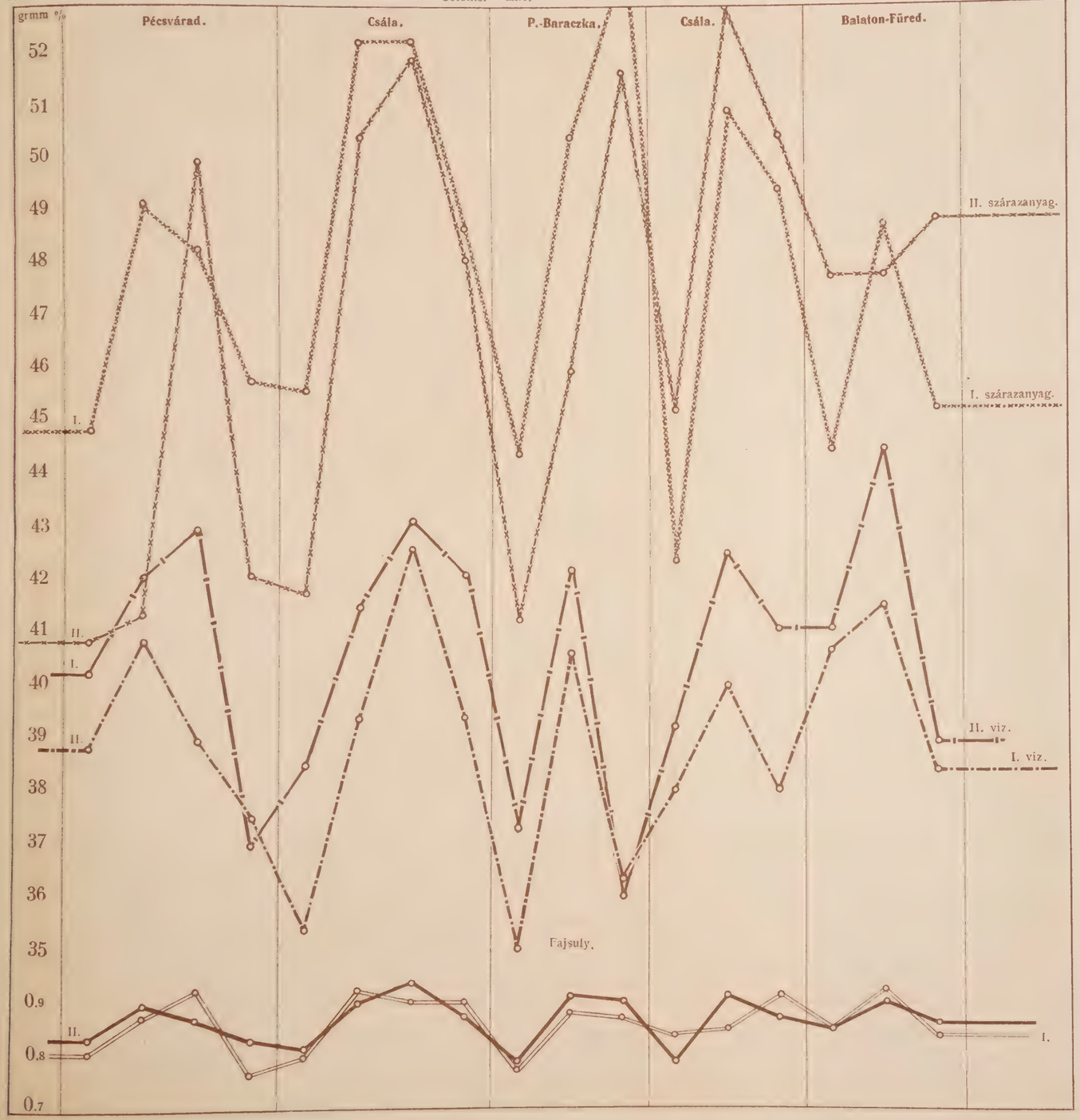
I. tővessző, II. hegye vessző. 100 térfogat zöld vesszőben.

Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

100 térfogat zöld vesszőben a viz, szárazanyag, fajsuly változatának feltüntetése termőhelyek és fajták szerint a tenyészet végén. 1901 évi termés.

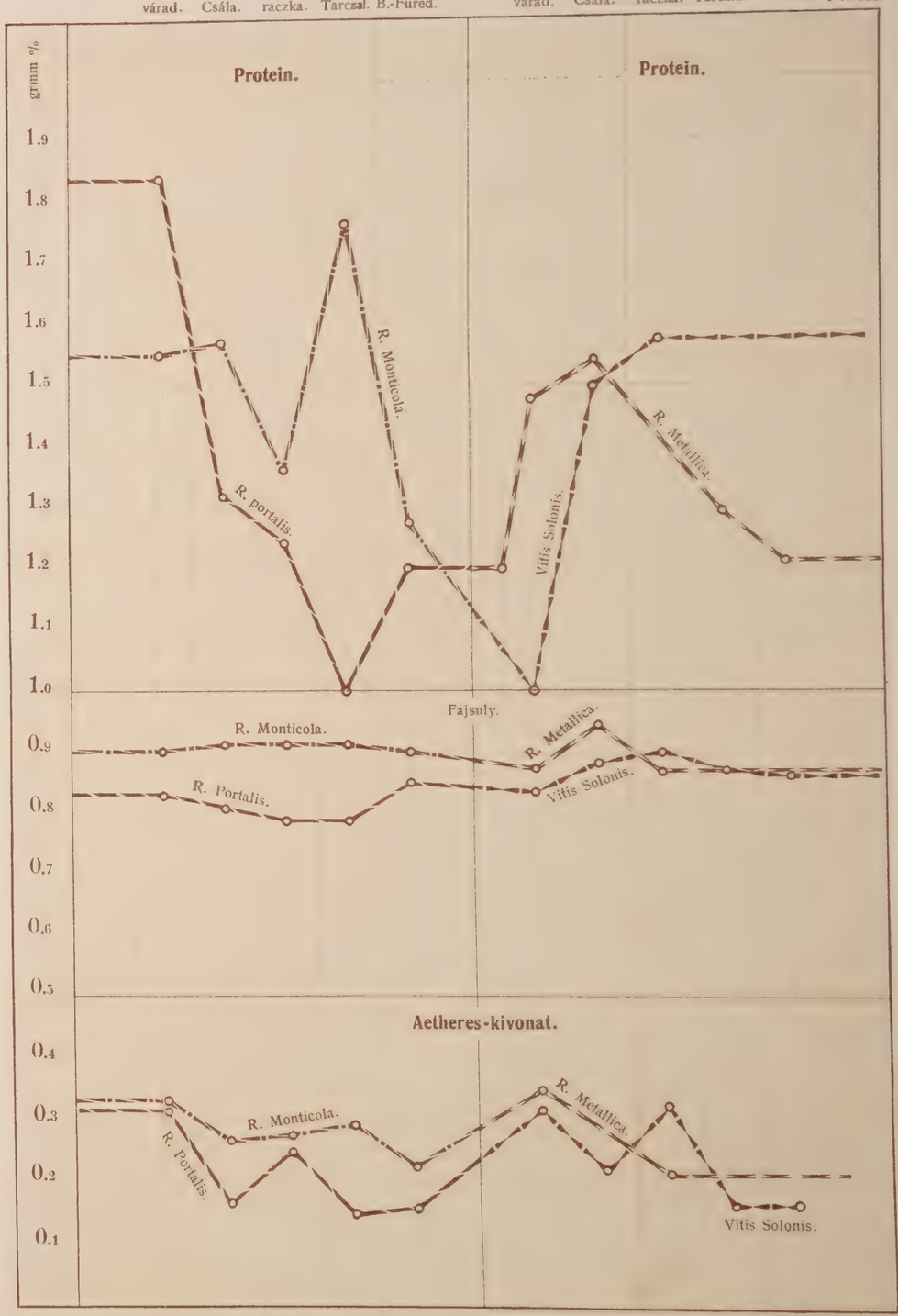
I. tő vessző ; II. hegye vessző.

III. 1903. Planche VIII.



Riparia Portalis, Rupestris Monticola, Rup. Metallica, Vitis Solonis
fajsulya, protein és aetheres-kivonat tartalma a tenyészet végén 100 trfogat tő vesszőben.

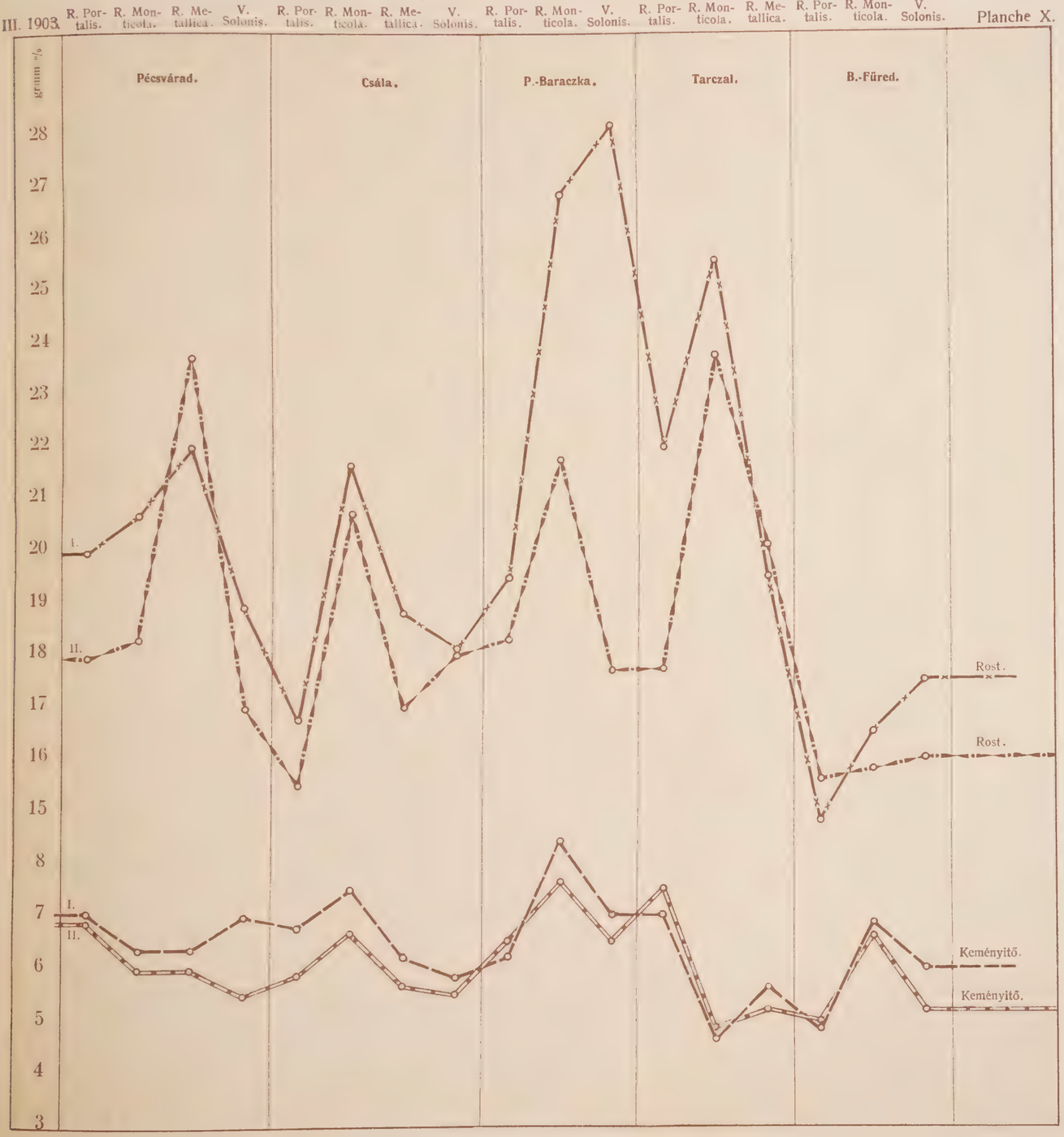
Pl. IX.



Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

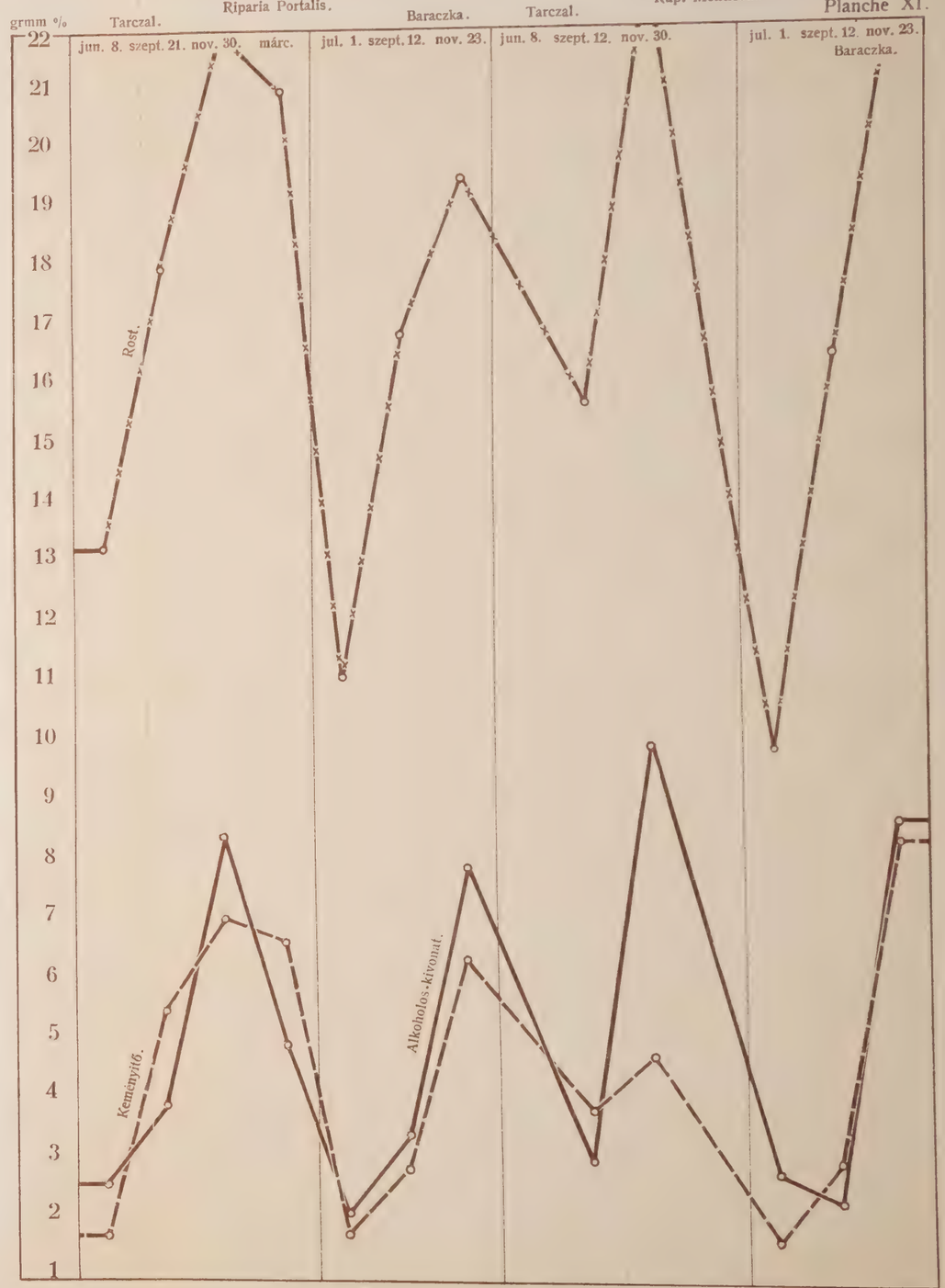
100 térf. zöld vesszőben a rost és keményítő viszonya termőhelyek szerint. I. tő; II. hegye vessző. 1901 évi termés a tenyészet végén.

Planche X.



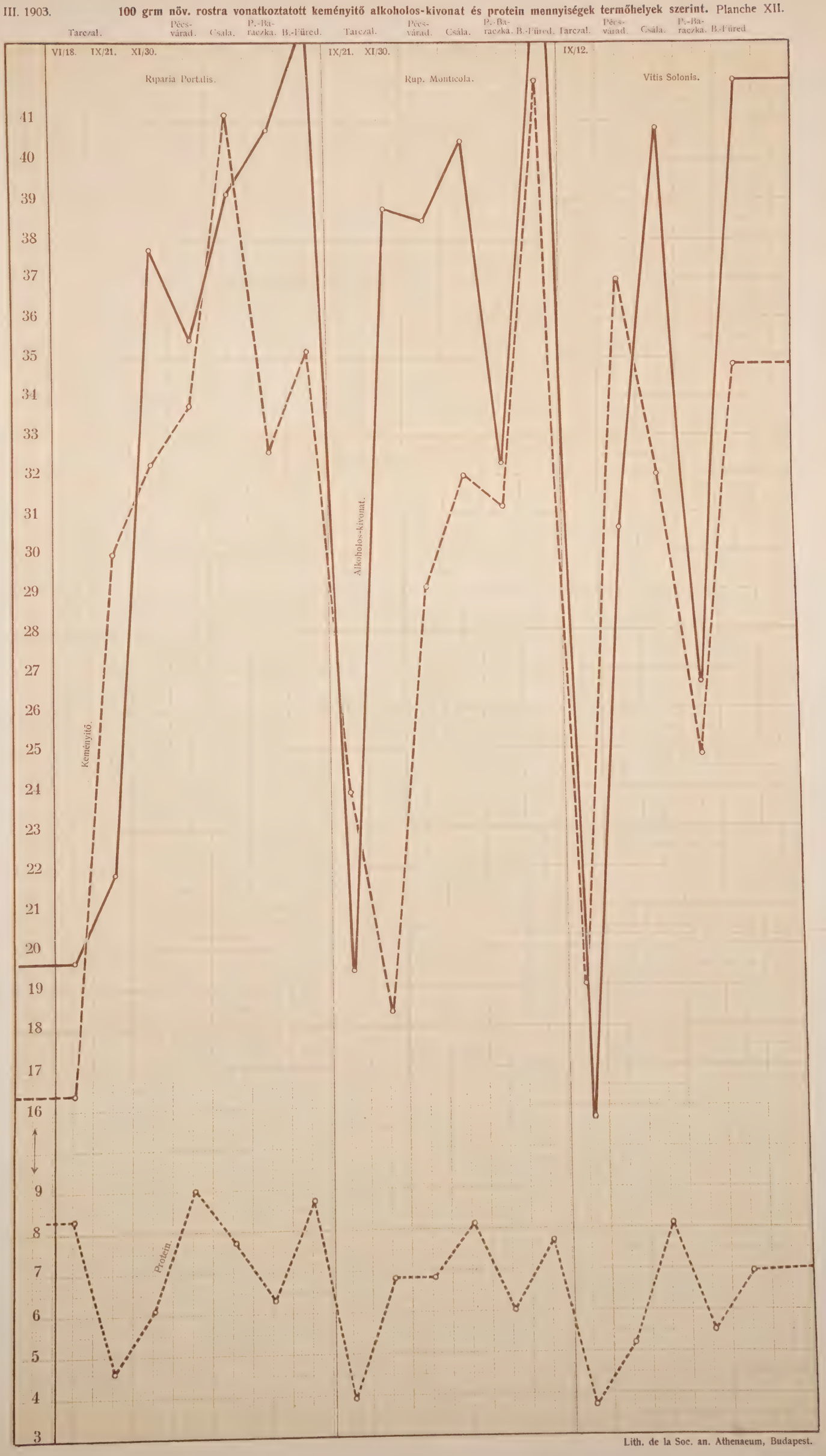
Riparia Portalis és Rup. Monticola keményitő, alkoholos-kivonat és rost szaporulata a fejlődés alatt 100 trfg. zöld vesszőben.

Planche XI.



Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

III. 1903. **100 grm növ. rostra vonatkoztatott keményitő alkoholos-kivonat és protein mennyiségek termőhelyek szerint.** Planche XII.



Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

D'une maladie de la Vigne causée par le Phyllosticta Bizzozeriana.

Par

le Dr. Gy. de Istvánffi.

(Planche XIII.)

Dans le courant de l'année 1900 une singulière maladie a été observée dans le comitat de Zala, royaume de Hongrie ; par son étrangeté cette maladie a causé un grand émoi.

C'est le baron Victor de Knezevich, propriétaire à Stridó (com. de Zala) qui, à la fin de l'été 1900, a appelé l'attention sur la maladie qu'on supposait être le «black-rot». Les propriétaires-viticulteurs des environs craignant le black-rot, le ministère royal de l'Agriculture de Hongrie a ordonné l'examen sur place.

En septembre 1900 l'envoyé de l'Institut Ampélologique est allé à Stridó pour l'examen de cette maladie. A peine venait-il de partir que nous avons reçu de la part du baron Knezevich deux grappes infectées par le prétendu black-rot.

Cependant nous n'avons pu découvrir le black-rot ni sur les échantillons recueillis, ni sur ceux reçus dans le courant de Septembre et d'Octobre 1900.

On voyait toujours les ravages de l'Anthracnose avec du Botrytis et des espèces de Phoma.

Nous avons conservé et observé durant l'hiver le matériel recueilli en automne sans pouvoir constater aucun symptôme de black-rot. Cependant comme les recherches sur la maladie ne pouvaient être commencées qu'en automne, lorsque les feuilles sont presque toutes desséchées, et que sur les coteaux de Stridó beau-

coup de vignes étaient dans un état très négligé, j'ai jugé nécessaire de continuer les recherches sur place.

A la première excursion, du 5 au 7 juillet 1901, j'ai observé l'anthracnose; en outre il y avait sur les feuilles de petits points brunâtres, semblables à des piqûres d'aiguille. Sur les feuilles conservées à chaud dans le laboratoire, ces points se sont développés et ont donné naissance à de grandes taches rappelant le black-rot. Pour élucider la question j'ai fait une nouvelle excursion le 17 juillet. Alors on a pu recueillir une grande quantité de feuilles tachetées et sur les taches de dessèchement on remarquait encore de petits corps ronds, noirs.

En tenant compte des observations faites sur place et des conditions météorologiques (surtout des pluies au commencement de Juillet) nous avons pu démontrer que les piqûres dont nous parlions correspondent à la première infection qui s'est donc effectuée au commencement de Juillet.

Par son apparence cette affection ressemblait beaucoup à cette forme du black-rot qu'on observe sur les feuilles. Si l'on y joint encore les ravages de l'Anthracnose, il n'est pas étonnant que les viticulteurs aient vu le black-rot dans leurs vignes. Par les viticulteurs de Stridó nous avons eu connaissance que les propriétaires de la Styrie voisine se plaignaient déjà depuis un certain temps du black-rot ravageant leurs vignobles.

En examinant les feuilles portant les corps ronds minuscules j'ai vu immédiatement qu'il s'agit d'une espèce de Phyllosticta.

L'étude sur place de la maladie a commencé, comme nous l'avons dit, en automne 1900. A partir de ce temps tout le territoire était placé sous un contrôle constant. J'ai étendu ce contrôle sur la partie du Muraköz qui est limitée vers le Sud par le chemin de fer Marburg—Csáktornya, vers l'Est par la ligne de Csáktornya—Alsó-Lendva, et dont la limite est marquée au Nord par Mura-Szerdahely, Mura-Szent-Márton et Rác-Kanizsa. Vers l'Ouest cette contrée touche à la frontière de la province autrichienne de Styrie.

Cette région du comitat de Zala est extrêmement accidentée et les maladies cryptogamiques y trouvent des conditions favorables dans les vallons étroits à climat humide. Cela est prouvé par la présence constante de l'Anthracnose. Les petits

vignobles négligés sont de vrais foyers des diverses maladies de la vigne.

Champ d'extension de la maladie. Au mois de Juillet (du 5 au 7, du 17 au 22) 1901 la maladie était la plus répandue sur la ligne Stanetinecz—Csantavecz. A Csantavecz les vignobles Dunay étaient les plus attaqués. Les feuilles inférieures étaient envahies par les taches brunes et une grande partie des grappes souffrait de l'Anthracnose. En allant vers Stridó la maladie devenait plus rare, on ne l'observait plus qu'en traces. Les coteaux du mont Robád, dans les environs de Stridó présentaient à peine les symptômes de la maladie.

Vers le Sud de Csantavecz, dans la direction de Polstrau (Autriche, Styrie) la maladie est rare.

A l'Est de la ligne de Csantavecz—Polstrau, dans les vignobles situés vers Csáktornya, la maladie s'est présentée presque partout, mais vers Csáktornya elle devenait toujours plus rare, dans les vignobles les plus éloignés de la frontière autrichienne on pouvait à peine la découvrir. En parcourant le territoire dans la direction Sud-Ouest, de Csáktornya vers Stridó, nous en avons observé des traces sur les confins de la commune de Vizi-Szent-György, plus loin la maladie se montrait dans les vignobles des monts Pleskovecz, Dragoslavecz, Farkashegy (Vukanovecz); dans ce dernier endroit on en a trouvé aussi des traces dans les pépinières de l'Etat.

En poursuivant nos investigations dans la direction mentionnée, à Prekopa nous avons trouvé infectés les vignobles des RR. PP. Franciscains; dans la commune de Bukowecz située vers le Nord l'infection était le moindre. Plus loin, dans les vignobles de Stridó, on n'observait que des traces de la maladie, comme je viens de le mentionner.

Sur le territoire situé à l'Est de Stridó, vers Szelnicsák—Szelnicza, et d'ici au Sud vers Csáktornya, nous avons trouvé que les rares vignobles de la commune de Merhatovecz et du mont Zaszád ne présentaient presque pas de taches suspectes sur les feuilles.

En reliant cette ligne dans la direction Nord-Sud à la ligne Mura-Szerdahely—Csáktornya nous n'avons trouvé que des traces de la maladie. Dans la plaine qui s'étend à l'Est de cette ligne on ne cultive pas de vignes.

A l'Ouest de Csáktornya vers Polstrau, jusqu'à la frontière autrichienne la maladie ne fut observée qu'en traces.

Dans cette région nous avons de nouveau examiné les vignobles à la mi-août 1901 et nous avons trouvé que la maladie ne s'est plus développée depuis le 22 Juillet. Sur les feuilles supérieures des pousses, ainsi que sur les grappes nous n'avons pas observé de nouvelles infections. Sur les feuilles inférieures les taches brunes étaient larges de 2 à 5 mm. et longues de 4 à 8 mm., elles étaient couvertes de petites pustules grises ou noires.

Dans les vignobles sur la ligne Csáktornya—Farkashegy—Stridó on n'observait au commencement de Septembre, presque plus le Phyllosticta qui s'était montré l'année précédente avec tant de violence. A Stridó on ne le remarque que dans quelques vignobles.

Sur la ligne Polstrau—Csantavecz le Mildiou a fait de si grands ravages que la plupart des inflorescences se sont desséchées après la fleuraison, les grappes vivantes étaient couvertes par l'Anthracnose. Sur les feuilles et les pousses nous avons partout observé les mêmes dégâts, tandis que nous n'avons retrouvé le Phyllosticta qu'en quelques endroits. En examinant à la fin d'octobre 1902 les vignobles du Sud de la Hongrie nous avons trouvé épars le Phyllosticta dans quelques communes des comitats de Krassó-Szörény (Divics, Belobreska, Szerb-Pozsezsena, Radimna) et de Torontál (Vizesda, Nyerő). On a signalé dans ces vignobles l'apparition du «black-rot», mais, comme l'examen l'a démontré, à tort.

La dernière excursion pour l'examen de cette contrée a eu lieu en Octobre 1904. L'envoyé de l'Institut Ampélologique a trouvé partout du Mildiou, en plusieurs endroits de l'Oïdium, du Phyllosticta, des espèces de Phoma, mais il n'a pas rencontré de nouvelles infections dues au Phyllosticta.

Le Mildiou a causé les plus grands ravages déjà à l'époque de la fleuraison lors des pluies continuelles qui tombèrent dans le Muraköz. La sécheresse, si fâcheuse en 1904, n'a duré que du 3 Juillet au 3 Août.

Il semble donc que la sécheresse a été avantageuse, parce qu'elle a enrayé la propagation du Phyllosticta, qui, d'ordinaire, se fait justement à cette époque.

On a pu ainsi établir que la maladie a fait son apparition d'abord près de la frontière occidentale du pays et qu'elle s'est répandue vers l'Est, jusqu'à la proximité du chemin de fer de Csáktornya –Kis-Czell, où on perd ses traces. Au Sud elle s'est arrêtée à la ligne du chemin de fer de Csáktornya à Marburg, et au Nord à la route de Mura-Szerdahely à Luttenberg.

D'après ces constatations il est bien probable que la maladie est venue de l'Ouest. On pourrait chercher ses foyers dans les deux vallées profondes situées à la hauteur de Sanct-Wolfgang et Wiesmannstadt. Prenant pour centre Csantavecz la maladie s'affaiblit radialement; on peut dire qu'elle s'affaiblit proportionellement à la distance qui la sépare de la frontière autrichienne.

L'apparition de la maladie dans d'autres contrées isolées, ainsi dans les comitats de Torontál, de Krassó-Szörény, n'était que sporadique.

La maladie n'est pas dangereuse, elle ne cause pas de dommages considérables. Il est vrai que par suite des fortes infections il y avait en quelques endroits beaucoup de taches brunes sur les feuilles, mais cela ne pouvait entraver considérablement le travail physiologique de la feuille, l'assimilation. En outre la culture des vignobles est souvent très négligée dans cette contrée et l'humidité abondante favorise beaucoup la propagation du Mildiou, qui a ravagé toute la contrée en automne 1904.

Mais avant tout le territoire du Muraköz est envahi par l'anthracnose qui cause des pertes considérables. Il serait temps d'organiser un traitement systématique, parce que cette maladie est un vrai fléau des viticulteurs de cette région. Le badigeonnage en automne et au printemps serait la forme de traitement la plus utile. Le nettoyage des vignobles, l'arrachage des mauvaises herbes est aussi une question de premier ordre.

Par suite de nos recherches faites sur le Phyllosticta on pouvait établir que cette maladie était à son apogée au courant de Juillet, puis elle s'affaiblit, parce qu'à la fin de l'été, au mois d'Août, nous n'avons pas trouvé de nouvelles infections. A ce moment on ne pouvait observer de nouvelles infections ni sur les feuilles supérieures ni sur les grappes, ce n'est que sur les feuilles inférieures que persistaient les taches développées au

commencement de l'été, et c'est sur ces taches qu'on apercevait en Août des pustules noires, les pycnides du parasite.

L'espèce qui s'est montrée sur ce territoire, c'est le Phyllosticta Bizzozeriana; elle ne végète que sur les feuilles et détruit les tissus en y faisant des taches plus ou moins grandes, irrégulières. Sur ces taches desséchantes apparaissent les pycnides comme de petites pustules noires, à peine visibles.

Si le nombre des infections est grand le fonctionnement des feuilles diminue à cause des tissus dépérissants, ce qui peut avoir pour conséquence des troubles physiologiques.

Or nous ne l'avons pas observée à un si haut degré, mais presque toujours elle était accompagnée de l'anthracnose maculée et déformante, qui, à elle-seule, criblait les feuilles.

Cependant il n'est pas impossible que cette maladie, — comme toute autre affection cryptogamique, devienne dangereuse s'il y a coïncidence de conditions favorables. D'après nos observations actuelles cela n'est pas à craindre; au contraire la maladie s'est atténuée d'année en année.

Puisque l'infection s'est montrée au commencement de Juillet il faut effectuer assez tôt les premiers sulfatages contre le Mildiou pour défendre nos vignes en même temps contre le Phyllosticta.

Pendant les années 1900 à 1904 nous avons observé dans le Muraköz différentes espèces de Phoma, surtout le Macrophoma reniformis et le M. flaccida, l'anthracnose était très répandue, le Coniothyrium Diplodiella et le Botrytis cinerea moins. Le Mildiou s'est montré même en Octobre de 1903, année extrêmement pluvieuse, et ravageait les vignes déjà à la fleuraison. Par contre l'Oïdium n'a pas causé de dégâts considérables.

Ainsi nous n'avons pu démontrer aucune affection en relation avec le «black-rot».

Nous avons recueilli sporadiquement les espèces de Phoma mentionnées aussi dans d'autres régions viticoles de la Hongrie. Je m'occupe à les étudier. Elles sont remarquables parce qu'au Caucase ces espèces sont très répandues et ravagent les vignobles en compagnie du black-rot. Chez nous elles ne se présentent que fort rarement.

En considérant l'aire d'extension du Phyllosticta en question, on remarque qu'en 1900 la maladie s'est présentée sur une

grande étendue et qu'elle va en diminuant, ainsi en 1904 on ne l'a observée qu'en traces.

*

Voyons maintenant les détails systématiques.

Le nombre des espèces de Phyllosticta décrites jusqu'aujourd'hui dépasse 800. Les descriptions sont pour la plupart incomplètes, insuffisantes. J'ai choisi dans ce nombre les espèces vivant sur les vignes et j'ai réuni leurs caractères dans un tableau synoptique aussi complet que possible, pour faciliter la détermination des espèces qui peuvent se trouver chez nous.

Mais il faut avouer que dans les descriptions qu'on trouve dans la littérature les caractères ne sont pas uniformément considérés, les mesures sont incomplètes et le signalement des couleurs est très vague et contradictoire. La détermination critique des espèces n'est possible que par l'étude du matériel conservé dans les herbiers et, encore plus, par des études mycologiques sur leur développement.

Jusqu'ici on a décrit

en Europe 6 espèces,
« Amérique 1 «
« Asie 2 «
« Australie 1 espèce de Phyllosticta vivant sur les différentes vignes.

Selon les espèces de vignes on en a observé

sur le Vitis vinifera 8 espèces,
« « Vitis Riparia 1 espèce,
« « Vitis antarctica 1 « .

Tableau synoptique des Phyllosticta

Nom	Diamètre du pycnide	Dimensions des spores	Forme des spores	Couleur des spores
Phyllosticta viticola Sacc. et Speg.		5 μ × 2·5 μ	Presque elliptique, sans gouttes d'huile	Au commencement incolore, plus tard olivâtre
Phyllosticta Vitis Sacc.	70 μ	6 μ × 3 μ	Elliptiques, allongées avec 2 à 2 gouttes d'huile	Incolore
Phyllosticta microspila Pass.		10 μ × 3 μ	Allongées, ammincies vers leur bout supérieur	Incolore
Phyllosticta Bizzozeriana C. Mass.	50 à 80 μ	2·5 à 3 μ × 1·5 μ	Très petites, en bâtonnets unicellulaires, à bouts tronqués	Incolore
Phyllosticta succedanea (Passerini) Allescher		5 μ × 2·5 μ	Elliptiques, avec des gouttes d'huile	Incolore, ou en groupes couleur de fumée
Phyllosticta Negriana (Thümen) Allescher		5 à 7 μ × 3 à 3·5 μ	Cylindriques-elliptiques, à bouts tronqués, parfois avec 2 gouttes d'huile	Incolore
Phyllosticta Frankiana Sacc. et Syd. (Frankiella viticola N. Speschnew)	100 à 120 μ	12 à 17 μ × 2 à 3·5 à 4 μ	Allongées, arrondies aux bouts, à basidies larges, effilées	Tirant sur le vert
Phyllosticta pilispora N.Speschnew				
Phyllosticta spermoides Peck (Ph. turmalis Ell. et Ev.)	35 à 75 μ	3·5 à 5 μ × 1 μ	Cylindriques ou allongées	Incolore
Phyllosticta neurospilea Sacc. et Berl.		8 à 10 μ × 5 à 6 μ	Allongées-ovoïdes, granulées, d'un stroma dense à basidies courtes	Incolore

végétant sur les espèces de Vitis.

Forme des pycnides	Couleur des pycnides	Forme et couleur des taches	Provenance
Punctiformes ou lenticulaires avec un pore au sommet		Sinuées, desséchées blanchâtres à bord mince, brun-foncé, éparses sans ordre sur la feuille	Sur les feuilles de Vitis vinifera, Görz et Nord de l'Italie
Isolés, punctiformes ou lenticulaires, perforés au sommet, d'un tissu parenchymatique fuligineux		Irrégulières, sinuées, desséchées blanches, à bord brun, éparses sans ordre sur la feuille	Sur les feuilles de Vitis vinifera, Nord de l'Italie, bords du Rhin, aussi en Hongrie
Sur la surface des taches	Noir	Irrégulières, petites, foncées à bord brun, éparses	Sur les feuilles de Vitis vinifera sylvestris, près de Parme
Punctiformes, coniques-rondes, perforés au sommet, saillants, sur toutes les deux faces, ou seulement sur la face inférieure de la feuille	Noir	Petites, irrégulières, desséchantes brunes, à bord noir, en groupes denses	Sur les feuilles de Vitis vinifera, dans le Sud de l'Europe Centrale, près de Vérone, aussi en Hongrie
Superficiels en groupes ronds	Noir	Irrégulières, desséchantes, brun-foncé	Feuilles fanées de Vitis vinifera, sur des taches de Mildiou, près de Parme
Petits, nombreux, hémisphériques, saillants, sans ordre sur la face supérieure de la feuille		Blanc-gris, revers brun-foncé	Sur les feuilles vivantes de Vitis vinifera, Sud de l'Europe Centrale et Italie du Nord
Punctiformes, superficiels, perforés	Noirâtre	Rondes, à bord rouge, à sec décolorées, éparses, diamètre 5 à 8 mm.	Sur les feuilles vivantes de Vitis vinifera à Kahetie (Trans-Caucase)
			Sur les feuilles vivantes de Vitis vinifera, Kahetie (Trans-Caucase)
Nombreux sur la face inférieure de la feuille	Noir	Rondes, brunes ou grises, à bord brun-noir ou confluent, éparses	Feuilles vivantes de Vitis riparia, Gansevoort (Kansas), Amérique du Nord
Ronds-aplatis, rarement enfoncés, punctiformes, sur la face supérieure de la feuille		Bordées par les nervures polygonales, couleur d'ocre rougeâtre	Sur les feuilles de Vitis antarctica, Logan, Australie

Il fallait exclure de ce tableau synoptique les espèces de Phyllosticta trouvées sur la Vigne représentant des phases de développement d'autres maladies. Ainsi ces espèces de Phyllosticta qui rentrent dans le cycle du développement du *Carlia* ou *Guignardia Bidwellii*, causant le black-rot. Ce sont le *Phyllosticta Labruscae* Thümen, le *Phyllosticta viticola* Berkeley et Curtis, le *Ph. viticola* Thümen, le *Ph. Ampelopsidis* Ellis et Martin; j'ai exclu de mon tableau ces espèces.

Le fait que quelques phases du développement du black-rot ressemblent au type Phyllosticta, explique l'intérêt excité par son apparition et pourquoi il est nécessaire de s'en occuper.

Je mentionne encore que le *Phyllosticta turmalis* E. et Ev. (Sur Vitis riparia, Kansas, Amérique du Nord) appartient selon Saccardo au *Ph. spermoides* (Sylloge XI. p. 850), tandis que le *Frankiella viticola* N. Speschnew (Fungi paras. Transcauc. 1900. p. 7) est enregistré par Saccardo (Sylloge Fungorum. XVI. 1902. p. 827) comme *Phyllosticta Frankiana* (Speschnew) Sacc. et Syd., parce que plusieurs Phyllosticta possédant des basidies (à mon avis tous) cela ne peut pas être un caractère générique justifiant la distinction d'un genre nouveau: «Plures Phyllostictae species gaudent basidiis manifestis sporulisque chlorinis; hinc genus Frankiellae pro tempore non accipiendum.»

Je mentionne encore que sur les plantes les plus rapprochées de la vigne, c'est-à-dire du genre Vitis, on trouve sur l'Ampelopsis hederacea le *Phyllosticta Quinquefoliae* Allescher (in Rabenhorst. Kryptog. Flora Fungi Imperfecti p. 20, Freising en Bavière) et le *Phyllosticta Speschnewiana* Sacc. et Syd. (Ph. Ampelopsidis N. Speschnew Fungi Transcauc. 1900 p. 6., nec Ell. et Mart. Saccardo Sylloge Fung. XVI. 1902. p. 827, Kahetie, Trans-Caucase).

Chez nous, dans le Comitat de Zala, c'était le *Phyllosticta Bizzozeriana*. Nous l'avons aussi trouvé dans le Comitat de Torontál.

Très rarement nous avons aussi trouvé le *Phyllosticta Vitis*, ainsi à Szerep, Comit. de Bihar. Viala, dans son ouvrage connu (Les maladies de la Vigne II. Edit. 1893. p. 386) ne mentionne qu'une seule espèce en Europe, c'est le *Phyllosticta Vitis* Saccardo, vivant en Italie.

Comme nous le savons, les Phyllosticta appartiennent à la classe des Deuteromycetae, famille des Sphaerioidaceae. Cette

famille contient des espèces groupées artificiellement, qui correspondent probablement aux états de développement (pycnides produisant des conidies) d'autres espèces. La distinction des espèces et des genres est tout à fait arbitraire, ainsi le caractère principal du Phyllosticta (= phyllon feuille, stictos ponctuée) c'est «qu'il ne se produit que sur des feuilles», tandis que le genre Phoma végète seulement sur les organes axiaux, mais on n'y range que ceux dont les conidies sont au dessous de 15 μ; les espèces produisant des conidies plus grosses que 15 μ forment le genre Macrophoma, etc.

En attendant que les espèces soient étudiées au point de vue du développement il faudrait les classer d'une manière quelconque, et il faudrait mettre de l'ordre dans ces «genres de forme» à nombreuses espèces.

Quant à la description botanique, la Fig. 1, pl. XIII. peut servir comme type de feuilles attaquées par le Phyllosticta. C'est une feuille basale âgée, les taches brunes rondes ou irrégulières proviennent de la première infection du Phyllosticta. Les tissus de la feuille touchés par la tache se sont déjà entièrement desséchés. La feuille brunit le long des nervures et sur ces parties brunissantes on observe de petits points noirs, qui trahissent la nouvelle infection.

Les premières traces de l'affection apparaissent sur les feuilles vertes au commencement de Juillet, sous forme de petits points ressemblant à une piqûre (Pl. XIII. fig. 4). Cela montre que la contamination s'est effectuée parce que chaque petit point signale la pénétration de la spore. A l'endroit de la pénétration les tissus de la feuille dépérissent et brunissent.

Souvent l'infection s'effectue surtout le long des nervures, c'est-à-dire les tissus commencent à y brunir. Ainsi le cas représenté Fig. 2, pl. XII. fait conclure à deux infections, effectuées à des époques rapprochées. Les ponctuations près des nervures proviennent de la première infection, les ponctuations disséminées, de la seconde.

Je pense expliquer cette différence en supposant, que lors de la première infection les spores apportées par le vent furent enlevées en partie par une pluie faible, et que l'autre partie seule a été retenue par les poils recouvrant les nervures.

Lors de la deuxième infection il n'y avait pas de pluie et les spores tombant sur la feuille par un temps calme pouvaient germer dans les gouttes de rosée à l'endroit même où elles étaient tombées.

Il y a encore une autre forme singulière de l'infection que j'appelle infection linéaire, parce qu'à la voir on dirait que les spores ont été apportées par une pluie battante, les taches apparaissent sur les feuilles en stries plus ou moins allongées ou interrompues.

De la direction de cette infection, c'est-à-dire qu'elle se présentait seulement sur le côté Ouest des souches, on peut conclure que ces vignes situées à la frontière ont reçu la maladie des contrées lointaines situées plus à l'Ouest.

En examinant les taches d'infection avec un faible grossissement (25 fois) on voit du tissu livide ou décoloré entre le bord fuligineux (Fig. 5, pl. XIII.), ce qui prouve que le parasite ravage déjà les cellules qui perdent leur chlorophylle etc., en même temps les membranes des cellules périphériques brunissent et produisent ainsi la bordure noire.

Plus tard ces taches grandissent et elles sont rondes (comme sur la fig. 6. Pl. XIII.) ou d'une forme allongée, irrégulière (Pl. XIII. fig. 3). La partie périe de la feuille devient brun-roux ou brun-gris (à cause de l'épiderme soulevée). Le limbe inclus par la bordure est tendu (comme la membrane d'un crible) et, ne pouvant pas suivre la croissance de la feuille, il se fendille et se déchire. On voit bien le desséchement graduel sur la fig. 6. de la planche XIII.; sur ce dessin les tissus situés au milieu sont encore jaune-clair.

A cette période on observe éparses sur la tache de petites pustules brunes ou noires. Elles sont si petites que l'oeil nu ne les aperçoit qu'à peine.

Ces pustules sont les fruits, les pycnides du Phyllosticta. L'examen microscopique démontre qu'elles sont enfoncées dans les tissus du limbe de la feuille (Pl. XIII. fig. 11). Ce dessin représente la coupe transversale d'une feuille, mais retourné pour économiser la place. Les poils (qui sont de deux sortes) situés sur la partie inférieure de la feuille sont donc tournés vers le haut.

Les pycnides elliptiques arrondis occupent toute la largeur du limbe. Leur contenu est formé par les spores, montrant une disposition radiale, expliquée par l'ordre de leur formation.

Les pycnides apparaissent pour la plupart à la face supérieure de la feuille et alors ils ne sont pas aussi enfoncés. Un tel cas est représenté par la fig 15. Pl. XIII. Sur ce dessin on voit aussi que le pycnide voûté déchire l'épiderme de la feuille; plus tard il s'ouvre et évacue les spores. Sur la fig. 8. pl. XIII. on voit apparaître la masse des spores, sur la fig. 16. cette masse est déjà sortie comme un saucisson et sur la fig. 10. la masse des spores collée par une matière glutineuse commence à s'enrouler comme un ver. Les spores agglutinées restent d'abord ensemble, elles ne s'isolent qu'après détrempement.

Les spores sont de petites cellules cylindriques, arrondies aux deux bouts, parfois ammincies sur un pôle. Selon mes mesures les dimensions les plus fréquentes sont: 3 μ × 1·5 μ, 3·5 μ × 2·5 μ, 4 à 5 μ × 3 μ. En moyenne la longueur est de 3·8 μ, et la largeur de 2·3 μ.

Les pycnides sont le plus souvent rond-aplatis. A leur sommet il se forme une petite ouverture (pore) par laquelle la masse des spores est évacuée. Leurs dimensions sont 75 μ × 45 μ, 68 μ × 40 μ, 80 μ × 60 μ, 150 μ × 80 μ, les pycnides sphériques ont un diamètre de 52 à 75 μ, ou 100 μ.

A la face inférieure de la tache on voit rarement des pycnides, comme ceux représentés fig. 14. pl. XIII.; sur la face inférieure du limbe ils peuvent aussi se développer au dessus d'une nervure (Pl. XIII. fig. 7). Mais ce sont plutôt des exceptions.

Le développement du Phyllosticta Vitis est conforme à celui que nous venons de décrire, mais ses spores sont plus grosses. Les petites spores ont la dimension de 4·5 μ × 3 μ, les autres mesurent 6 μ × 3 μ, 7 μ × 3 μ, tandis que les plus grosses et les plus rares sont de 9·5 μ × 3·5 μ. La longueur du pycnide est d'ordinaire de 150 μ sur 45 μ de largeur. Il est caractéristique pour cette espèce que le bec saillant du pycnide est pourvu d'un ostiole bien différencié, garni d'un anneau (Pl. XIII. fig. 13).

Résumé.

1° La maladie signalée en 1900 dans le comitat de Zala (Roy. de Hongrie) est causée par le champignon parasite dénommé Phyllosticta Bizzozeriana C. Massalongo.

2° L'affection des feuilles (différents cépages européens et Isabelle) se présentant au commencement de Juillet s'est montrée dans la partie Ouest du Comitat de Zala, touchant à la frontière autrichienne (prov. de Styrie). Puis elle s'est propagée vers l'Est jusqu'à la ligne du chemin de fer de Csáktornya-Kis-Czell, où l'on perd ses traces. Au Sud elle a été limitée par le chemin de fer Csáktornya-Marburg, au nord par la route de Mura-Szerdahely à Luttenberg. Le centre de la maladie était à Csantavecz, d'ici la maladie s'affaiblit en proportion de la distance.

3° La maladie n'avait nulle part pris des proportions inquiétantes et elle s'affaiblit progressivement de 1900 à l'automne 1904.

4° Le Phyllosticta n'attaque que les feuilles et ne se présente jamais sur les baies. Il n'a aucune relation avec le black-rot. En même temps avec le Phyllosticta, l'anthracnose (Manginia ampelina) était très répandu et il ravageait les feuilles et les grappes, d'où la méprise.

5° Comme traitement on peut conseiller l'effectuation énergique des sulfatages contre le Mildiou et leur répétition en temps humide. Puisque les premiers symptômes de la maladie se sont présentés au commencement de Juillet, c'est pendant le mois de Juin qu'il faut traiter soigneusement.

6° En même temps il faut tâcher d'enrayer l'anthracnose. L'on peut conseiller le nettoyage des vignes (arrachage des mauvaises herbes) et puis le badigeonnage des souches au printemps et en automne.

*

Explication des Planches.

Planche XIII.

Phyllosticta Bizzozeriana C. Massalongo.

Fig. 1. Feuille de Vitis vinifera (automne) avec des taches brunes, développées (première infection); le long des nervures

sur les parties rougeâtres, on voit beaucoup de ponctuations noires, qui proviennent d'une infection postérieure. Grand. natur.

Fig. 2. Feuille jeune, au commencement de Juillet. Les ponctuations éparses sont les signes d'une infection récente. Les taches brunâtres le long des nervures proviennent des spores apportées plus tard par le vent. On peut donc distinguer deux infections rapprochées. Grand. natur.

Fig. 3. Tache desséchée développée entièrement dans le tissu vivant de la feuille (face supérieure). La tache est bordée par une raie brun-foncé ; en dedans de la raie sa surface est grisâtre, puis brune. La couleur grise provient de l'épiderme dépéri, partiellement soulevé. Les corps ronds, noirs, représentent les pycnides. Grossiss. 25.

Fig. 4. Fragment d'une feuille jeune avec les traces d'une infection récente. Chaque ponctuation représente la pénétration d'une spore. Grand. natur.

Fig. 5. Piqûres d'infection grossies. Au centre de ces petites taches bordées de brun les tissus de la feuille sont incolores, parce que le parasite détruit le contenu des cellules ; les tissus à la périphérie de la tache sont entièrement dépéris, brunis et constituent ainsi la bordure foncée. Grossiss. 25.

Fig. 6. Tache développée, brun-roux, en dedans de la bordure brun-foncé, les tissus desséchés sont tendus comme la membrane d'un crible et, ne pouvant pas suivre la croissance des parties vivantes, ils se fendillent. Par la fente on peut voir les poils situés à la face inférieure de la feuille. Au centre de la tache les tissus de la feuille sont encore plus clairs, jaunâtres et l'on voit apparaître les pycnides. Grossiss. 25.

Fig. 7. Fragment de la coupe transversale de la feuille. Sur la face inférieure on voit un pycnide (p) au dessus de la nervure et l'évacuation des spores. Grossiss. 125.

Fig. 8. Fragment de la coupe transversale de la feuille. Entre les cellules du tissu palissadique (o. p.) il y a un pycnide. Le pycnide pousse un tube en forme de bec et déchire l'épiderme dépéri (e.). Grossiss. 250.

Fig. 9. Coupe transversale d'une tache desséchée. Aux deux bouts du dessin on voit les parties saines de la feuille. La tache desséchée est plus mince que le limbe de la feuille saine.

L'épiderme s'est détaché de la partie dépérie. Dans la feuille on voit deux pycnides aplatis. Grossiss. 125.

Fig. 10. Pycnide évacuant ses spores (sp) en une masse, forme de saucisson, de la face supérieure du limbe. Grossiss. 125.

Fig. 11. Coupe transversale sur une tache non encore desséchée complètement. La feuille est représentée retournée, pour économiser la place. Les poils de la face inférieure sont donc tournés en haut et sont de deux sortes. Les poils longs sont des poils lanugineux, tandis que j'appelle poils en forme de cor les poils robustes, composés seulement de deux cellules. Les parties saines présentent: l'épiderme (e), le tissu lacuneux (sz. p.) et le tissu palissadique (o. p.). Les tissus desséchés du mésophylle se sont ammincis. Entre les tissus on voit deux pycnides elliptiques non encore ouverts. Les spores sont disposées radialement. Grossiss. 125.

Fig. 12. Spores, dans de l'eau. Grossiss. 498.

Fig. 14. Pycnide non encore ouvert, sur la face inférieure du limbe, o. p. = tissu palissadique, sz. p. = tissu lacuneux. Grossiss. 125.

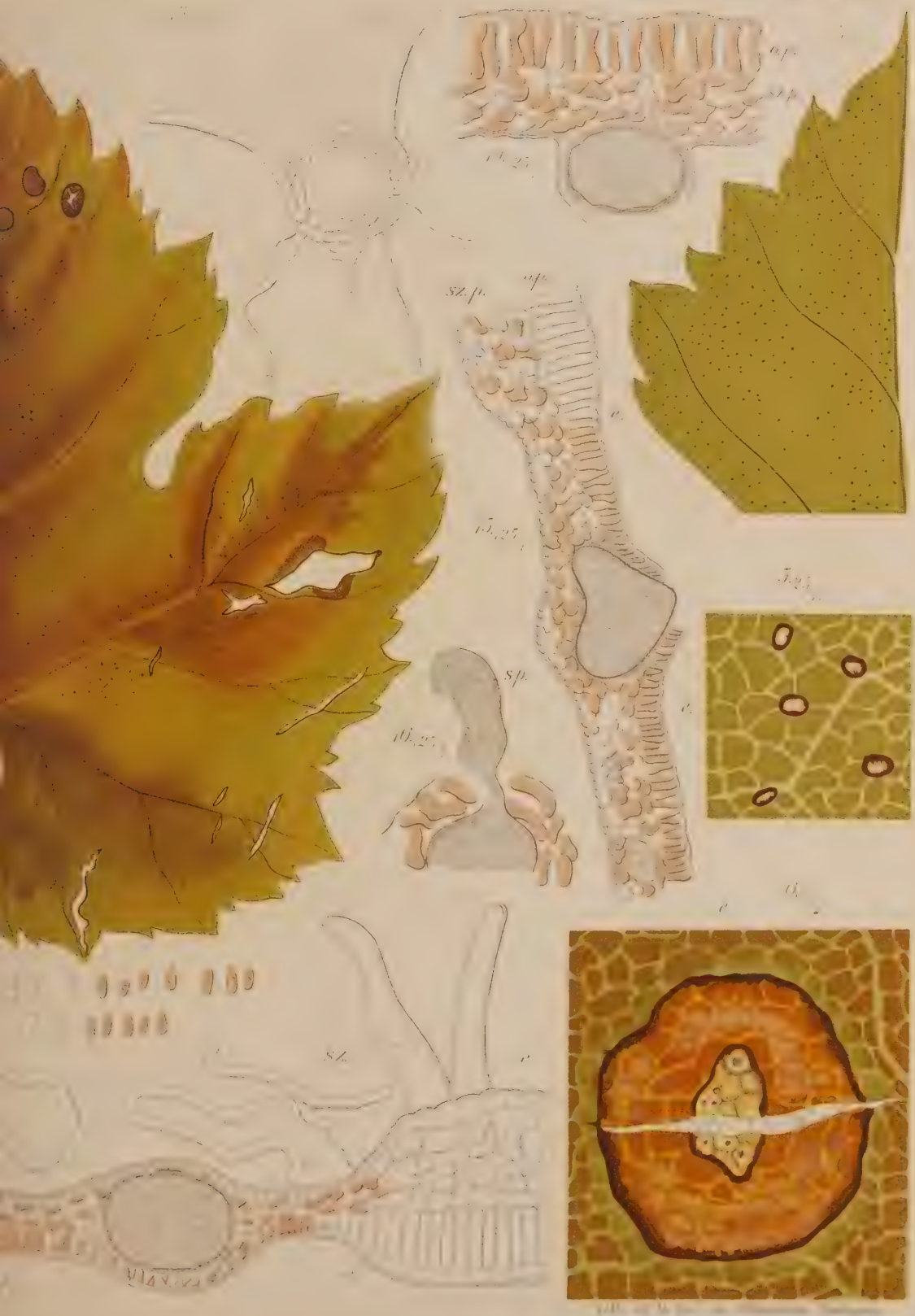
Fig. 15. Pycnides dans une tache en voie de desséchement. Au bout inférieur on voit un pycnide très jeune. Grossiss. 125.

Fig. 16. Evacution des spores (sp), en forme de saucisson. A la base la masse des spores est rétrécie, prouvant qu'il s'est formé sur le pycnide une ouverture étroite. Grossiss. 125.

Fig. 13. *Phyllosticta Vitis* Sacc. Ostiole du pycnide du Ph. Vitis, garni d'un anneau, vu d'en haut. Servant à l'évacuation des spores. Grossiss. 333.

sp.
sz.p.

Planche XIII.



Etudes microbiologiques et mycologiques sur le rot gris de la vigne (Botrytis cinerea—Sclerotinia Fuckeliana)

par

le Dr. Gy. de Istvánffi.

(avec les planches XIV. à XXI.)

Le rot gris ou pourriture noble de la vigne est une de ses maladies les plus répandues et, quoique force naturalistes s'en soient occupés, le Botrytis cinerea — Sclerotinia Fuckeliana — cause de cette maladie n'est néanmoins que très incomplètement connu aussi bien au point de vue microbiologique qu' à celui de son développement. Mon étude fournit des données dans ces deux directions. Je consigne les études microbiologiques dans la I^e^ partie de cet ouvrage, et les recherches sur le développement et, en particulier la formation des sclérotes, dans la II^e^ partie.

Pour la comparaison j'ai aussi parfois fait entrer dans le rayon de mes expériences le Monilia et le Coniothyrium. Quant à ce dernier je donne aussi les résultats des expériences de défense et de traitement faites simultanément avec le traitement contre le Botrytis. (Voir Chap. IX.) .

Les résultats et conclusions microbiologiques se trouvent toujours à la fin des Chapitres de la I^e^ partie. La récapitulation des résultats pratiques ainsi que le traitement forment le Chapitre XIV de la II^e^ Partie, puis le dernier Chapitre XV contient le Résumé général des recherches mycologiques.

Le plan de mon ouvrage est le suivant:

Ie Partie.

Recherches microbiologiques.

Ier chapitre. Expériences préalables sur la germination. p. 185—191.

IIe chapitre. Influence du desséchement et de la dessiccation sur la vitalité des spores de Botrytis. p. 191—196.

IIIe chapitre. Vitalité des spores germées. p. 196—203.

IVe chapitre. Effets du froid. p. 203—206.

Ve chapitre. Action de la bouillie bordelaise sur les spores. p. 207—218.

VIe chapitre. Développement dans de la bouillie bordelaise. p. 218—223.

VIIe chapitre. Expériences avec la bouillie bordelaise enlevée après la pulvérisation. p. 223—227.

VIIIe chapitre. Action des composants de la bouillie bordelaise. p. 227—234.

IXe chapitre. Les nouveaux moyens de traitement contre le Botrytis et le Coniothyrium. p. 235—254.

Xe chapitre. Développement des spores du Botrytis dans de la glycérine et dans des acides organiques. p. 254—270.

IIe Partie.

Sur le développement du Botrytis cinerea.

XIe chapitre. Notions générales sur les sclérotes du Botrytis. p. 271—278.

XIIe chapitre. Développement du Botrytis sur les différentes parties de la vigne. p. 279—305.

XIIIe chapitre. Développement du Botrytis dans des cultures pures. p. 306—333.

XIVe chapitre. Récapitulation des résultats pratiques, traitement. p. 333—338.

XVe chapitre. Résumé Général. p. 339—346.

Explications des Planches XIV à XXI. p. 347—360.

I^e PARTIE.

Recherches microbiologiques.

I^er CHAPITRE.

Expériences préalables sur la germination.

La connaissance du temps nécessaire pour la germination des spores dans les différents milieux et aux différentes températures est très importante pour la pratique; parce que c'est sur cette base qu'on peut le mieux évaluer le développement dans la vigne, à partir de l'arrivée des spores. Dans la nature les spore s germent pour la plupart dans les eaux des précipités atmosphériques (pluie, rosée), plus rarement dans le jus des fruits.

Les expériences 1 à 3, dont j'ai déjà rendu compte à l'Académie des Sciences hongroise[1] nous servent d'orientation quant au milieu nutritif parce qu'elles nous montrent à quelle température la germination peut commencer dans les milieux naturels.

1. Expériences avec les spores du Botrytis cinerea.

Milieu nutritif	Température en C°	En combien d'heures la spore a germé	Longueur du tube germinatif
Moût	25°	6—7	10—20 μ
«	18°—20°	7—8	12—15 μ
«	11°—12°	17—19	30—40 μ
«	5°—12°	23 (10—20°/t)	15—20 μ
«	39°—41°	Les spores n'ont pas germé. Le plasme s'est rétréci.	
Eau de conduite	25°	7—8½	8—10 μ
« « «	18°—20°	8—9	4—7 μ
« « «	11°—12°	17—19	15—25 μ
« « «	5°—12°	24—25 (9—14°/o)	8—10 μ
« « «	39°—41°	Les spores n'ont pas germé. Le plasme s'est rétréci.	

[1] ISTVÁNFFY GY. A Botrytis, Monilia és Coniothyrium sporáinak életképességéről. (Sur la vitalité des spores du Botrytis, Monilia et Coniothyrium). Mathem. és Természettud. Értesitő. A M. Tud. Akad. III. oszt. folyóirata (Journal de la III^e Section de l'Académie des Sciences hongroise). XXI. 3. 1903. p. 223—224.

1. Expériences avec les spores du Botrytis cinerea.

Milieu nutritif	Température en C°	En combien d'heures la spore a germé	Longueur du tube germinatif
Eau distillée ...	25°	8—9	6—9 μ
« « ...	18°—20°	8—10	5—8 μ
« « ...	11°—12°	20—21	8—12 μ
« « ...	5°—12°	26 (8—10%)	8—14 μ

2. Expériences avec les spores du Monilia fructigena.

Milieu nutritif	Température en C°	En combien d'heures la spore a germé	Longueur du tube germinatif
Moût	25°	6—7	6—8 μ
«	18°—20°	8—10	9—10 μ
«	11°—12°	16—18	30—60 μ
«	5°—12°	24 (5—8%)	7—8 μ
«	39°—41°	Les spores n'ont pas germé. Le plasme s'est rétréci.	
Eau de conduite	25°	7—8	5—10 μ
« « «	18°—20°	9—10	7—9 μ
« « «	11°—12°	17—19	25—50 μ
« « «	5°—12°	28—30 (4—6%)	5—9 μ
« « «	39°—41°	Les spores n'ont pas germé. Le plasme s'est rétréci.	
Eau distillée ...	25°	8—9	5—7 μ
« « ...	18°—20°	9—11	7—8 μ
« « ...	11°—12°	18—20	15—22 μ
« « ...	5°—12°	29—31 (4—6%)	4—8 μ

3. Expériences avec les spores du Coniothyrium Diplodiella.*)

Milieu nutritif	Température en C°	En combien d'heures la spore a germé	Observations
Moût	25°	6—8	
(spores brunes) ...	17°	9—11	
« « ...	5°—8°	point de germination au bout de 48 h.	à 17 C° en 20—24 h.
« « ...	0°	«	à 17 C° en 24 h. à 25 C° en 8—9 h. à 38-39 C° en 10-12 h.
(spores incolores)	17°	«	à 25 C° en 24 h.
Eau de conduite	17°	20—21	
(spores brunes) ...	25°	15—18	
« « ...	38°—39°	12—16	
Eau de pluie ...	25°	16—19	
(spores brunes) ...	16°—19°	21—24	
Eau distillée ...	25°	24—28	
(spores brunes) ...	16°—19°	30—36	

4. Capacité germinative des spores mûres de Botrytis dans du moût et dans de l'eau.

Les expériences ci-dessus avaient pour but de déterminer le temps nécessaire à la germination, en rapport avec les différentes températures et milieux nutritifs.

*) Voir Istvánffi Gy., de. Etudes sur le rot livide de la Vigne (Coniothyrium Diplodiella). Annales de l'Institut Central Ampélologique Roy. Hongr. II. 1902. p. 144—146.

Après cela il fallait rechercher combien il germe de spores, sur un nombre donné, dans de l'eau et dans du moût à la température favorable. Ces expériences avaient donc pour but de déterminer le nombre des spores germées.

Nous avons réparti les spores mûres, brunes, d'une culture de 12 jours dans des gouttes d'eau sur des porte-objets et nous les avons mises sous une cloche humide.

1. Dans du moût 98 à 99% des spores germent dans les 24 heures et développent un mycélium richement ramifié occupant tout le champ du microscope, la formation des houppes a même commencé.

2. Dans de l'eau 90% des spores germent dans les 24 heures, mais la longueur des tubes germinatifs n'est que 40 à 120 μ, en moyenne 80 μ. Au bout de 48 heures on voit encore de nouveaux germes, en moyenne 4%, mais les tubes poussés le premier jour ne se développent plus.

Nous avons toujours répété ces deux expériences sur le matériel des spores et ce n'est que lorsque les spores nous ont donné un résultat favorable que nous avons fait sur le matériel les expériences projetées. Le milieu nutritif a été de l'eau de conduite ou du moût stérilisé. Le méme moût a servi aux recherches sur le développement ultérieur.

5. Germination dans de la bouillie bordelaise dissoute dans du moût acidulé à l'acide tartrique (Milieu empoisonné).

En étudiant l'action des différents moyens de traitement, il est très difficile de séparer les spores de ce moyen. Pour déterminer la vitalité de ces spores nous avons mélangé au moyen contenant les spores une quantité suffisante de matière nutritive. Pour délayer, c'est à dire pour dissoudre la bouillie bordelaise, nous avons employé du moût auquel nous avions ajouté de l'acide tartrique, parce qu'on ne peut pas observer les spores dans la bouillie bordelaise à cause des précipités qui s'y forment.

Au point de vue de la méthode il était donc très important de rechercher combien de combinaisons toxiques on peut introduire dans le milieu nutritif — le moût — sans entraver la vitalité des spores.

Dans ce but nous avons fait les expériences suivantes :

1° Nous avons délayé 10 cm³ de bouillie bordelaise à 1% avec une quantité suffisante de moût acidulé pour que la teneur en cuivre du mélange, rapporté au $CuSO_4$, soit de 0·1%. Nous avons stérilisé cette solution dans des flacons de Freudenreich.

Les spores mûres de Botrytis furent ensemencées dans ce moût, puis les gouttes furent distribuées sur des porte-objets, placés sous une cloche humide.

Résultat : Au bout de 24 heures 99% des spores avaient germé.

En outre nous avons versé de ce mélange dans 5 flacons de Freudenreich et nous avons observé le développement des spores à 25 C°

1er jour	2e jour	3e jour	mycélium mince	mycélium épais	fructification des sclérotes
Point de développement	Développement considérable, membrane mince	Développement considérable et formation des sclérotes	en 2 jours	en 3 jours	en 3 jours

II. Nous avons délayé avec du moût 10 cm³ d'une bouillie bordelaise à 2%, de sorte que la teneur en cuivre, rapportée au $CuSO_4$, soit de 0·2%.

III. Nous avons délayé avec du moût 10 cm³ de bouillie bordelaise à 3%, de sorte que sa teneur en cuivre, exprimée en $CuSO_4$, soit de 0·3%.

Dans ces deux solutions les spores ont aussi bien germé que dans la première.

Ces résultats justifient l'emploi du moût acidulé, parce qu'il en résulte clairement qu'une teneur de 0·1 à 0·3% de cuivre n'entrave pas la capacité germinative des spores.

Résumé.

Il résulte des expériences sur la germination :

1° Que l'optimum de la germination est de 25 C° pour le Botrytis et le Monilia, tandis qu'il est entre 25 et 30 C° pour le Coniothyrium Diplodiella.

2° Que la température de 5 à 12 C° est déjà défavorable à la germination et que le nombre des spores diminue en raison de la faculté nutritive du milieu.

3° Que la température de 38 à 41 C° empêche la germination de tous les trois champignons pathogènes.

4° Que sur les spores du Botrytis 99% germent dans du moût et 90% dans de l'eau pendant 24 heures et à la température de 25 C°; dans l'eau le développement cesse, tandis que dans du moût les spores se développent jusqu'à fructifier, à cause de la richesse nutritive de ce milieu.

5° Qu'une teneur de cuivre de 0·1 à 0·3% dans le moût n'entrave pas du tout le développement des spores du Botrytis.

En rapportant ces résultats à la pratique:

1° Dans le jus doux des fruits les spores de ces trois champignons germent très vite (en 6 à 8 heures à 25 C°) et se développent fortement, elles peuvent même porter des fruits. *Il faut donc traiter soigneusement les baies ravagées qui portent des lésions.*

2° La bouillie bordelaise délayée avec dix fois son volume de jus n'entrave point la germination des spores. *Cela est très important pour la pratique.* Puisqu'il n'adhère que très peu de bouillie à la surface des grains on conçoit aisément pourquoi le rot gris devient si dangereux par un temps humide, lorsque *la bouillie est partiellement enlevée et le jus doux coulant des baies attaquées, ne pouvant se dessécher, dilue la bouillie restée sur la grappe.*

Les spores de Botrytis germant avec rapidité et se développant fortement dans le jus doux des fruits, il est évident que les baies endommagées peuvent devenir un véritable foyer du rot gris et, comme *c'est la grêle qui les endommage le plus, on ne peut pas assez conseiller le traitement immédiat après la grêle.*

Il faut faire en sorte que le moyen se mélange au jus coulant des baies et le rende impropre au développement du Botrytis.

C'est ainsi qu'on empêchera sa germination et sa pénétration dans la baie. Comme nous l'avons vu, une teneur de sulfate de cuivre de 0·1 à 0·3% n'empêche pas la germination; il faudra

donc sulfater abondamment après la grêle. Mais la bouillie bordelaise adhère très difficilement aux baies, *le poudrage avec du bisulfite de soude donne de meilleurs résultats. La poudre du bisulfite de soude adhère bien et désinfecte, pour ainsi dire, les plaies.*

IIe CHAPITRE.

Influence du desséchement et de la dessiccation sur la vitalité des spores du Botrytis.

L'influence de la sécheresse sur les maladies cryptogamiques est assez connue, mais en général on l'explique par le manque d'eau nécessaire au développement ultérieur.

Nous avons fait des expériences pour déterminer combien de spores peuvent se développer après une dessiccation plus ou moins longue, c'est à dire à quel degré la maladie peut se propager ou se renouveler par des spores attaquées par la sécheresse.

Ici nous sommes en face d'une tâche double. Il faut rechercher d'une part à quel degré la vitalité des spores est influencée *par le desséchement simple* et d'autre part il fallait examiner *l'effet de la dessiccation complète,* dans l'un et l'autre cas en employant différents milieux et en rendant compte du développement après ces traitements.

Desséchement des spores. Pour réaliser le mieux possible les conditions naturelles nous avons trempé les spores d'abord dans de l'eau, puis nous les avons laissées se dessécher pendant une heure. Ce procédé correspond à un temps sec et chaud après un temps humide.

Un desséchement plus ralenti n'était pas motivé parce qu'une partie des spores aurait pu germer et ainsi l'expérience serait dirigée dans une autre voie (voir les expériences sur les germes), et aussi parce qu'un desséchement plus rapide attaque davantage la structure du plasme des spores.

Dessiccation des spores. Pour arriver à une dessiccation à peu près complète nous avons employé l'acide sulfurique.

Ayant observé que l'énergie germinative des spores marquait une atténuation, et qu'après 2 à 3 jours une partie des spores

germait encore, nous avons continué les expériences pendant plusieurs jours. Ces expériences ont été faites dans un laboratoire bien éclairé et à la température moyenne de 20 C°.

6. Vitalité des spores de Botrytis humides, après desséchement.

Nous avons disposé les spores mûres de Botrytis sur des porte-objets dans de l'eau distillée stérilisée. Après l'évaporation de l'eau nous avons placé les porte-objets sous une cloche sèche et là nous avons ajouté aux spores desséchées du moût ou de l'eau.

Spores desséchées conservées à sec pendant 1 jour, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	35% germ.	24 h.	20% germ.
48—72 h.	40% «	48—72 h.	25% «

2 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	26% germ.	24 h.	10% germ.
48—72 h.	30% «	48—72 h.	15% «

3 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	15% germ.	24 h.	10% germ.
48—72 h.	20% «	48—72 h.	15% «

4 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	15% germ.	24 h.	10% germ.
48—72 h.	20% «	48—72 h.	15% «

6 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	8% germ.	24 h.	8% germ.
48—72 h.	10% «	48—72 h.	10% «

8 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	8% germ.	24 h.	8% germ.
48—72 h.	10% «	48—72 h.	10% «

12 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	8% germ.	24 h.	6% germ.
48—72 h.	10% «	48—72 h.	8% «

15 jours, puis humectées : avec du moût, et de l'eau :

Même résultat.

20 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	6% germ.	24 h.	5% germ.
48—72 h.	8% «	48—72 h.	6-7% «

25 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	1% germ.	24 h.	1% germ.
48—72 h.	2% «	48—72 h.	2% «

36 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	pas de germination	24 h.	pas de germination
48—72 h.	« « «	48—72 h.	« « «

7. Vitalité des spores humides après dessiccation.

Les spores humides ont été placées (sur des porte-objets) dans le dessiccateur à acide sulfurique. La dessiccation a été obtenue aprés 1 à 2 et $^1/_2$ heures, mais les porte-objets sont restés jusqu'au dernier moment dans le dessiccateur.

Spores desséchées conservées à sec pendant 1 jour, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	25% germ.	24 h.	15% germ.
48—72 h.	30% «	48—72 h.	20% «

2 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	16% germ.	24 h.	3% germ.
48—72 h.	20% «	48—72 h.	5% «

3 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	4% germ.	24 h.	3% germ.
48—72 h.	6% «	48—72 h.	4-5% «

4 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	3% germ.	24 h.	1% germ.
48—72 h.	4% «	48—72 h.	2% «

6 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	3% germ.	24 h.	1% germ.
48—72 h.	4% «	48—72 h.	2% «

8 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	3% germ.	24 h.	1% germ.
48—72 h.	4% «	48—72 h.	2% «

15 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	1% germ.	24 h.	1% germ.
48—72 h.	1% «	48—72 h.	1% «

30 jours, puis humectées :

avec du moût		*avec de l'eau*	
24 h.	aucune germination	24 h.	aucune germination
48—72 h.	«	48—72 h.	«

8. Vitalité des spores de Botrytis après un desséchement à l'obscurité.

La dessiccation à l'obscurité montre les mêmes effets que la dessiccation à lumière diffuse. Il n'y a pas de différence appréciable entre les deux sortes de dessiccation.

Cela nous porte à conclure que l'effet destructif de la dessiccation et du desséchement continue la nuit avec la même intensité que par un ciel couvert.

Résumé.

Ces expériences nous montrent:

1° que sur les spores *desséchées* et conservées 1 jour dans un milieu sec 75% ne germent pas à l'eau et 60% dans du moût,

2° que sur les spores desséchées et conservées de 2 à 3 ou 4 jours dans un milieu sec 85% ne germent pas dans de l'eau et 70 – 80% dans du moût,

3° que sur les spores desséchées et conservées de 8 à 12 jours dans un milieu sec 90% ne germent pas,

5° que 1 à 2% des spores conservées 25 jours germent encore et

6° qu'après 36 jours toutes les spores ont péri,

7° que la *dessiccation* est extrêmement nuisible aux spores, ainsi, après une dessiccation de 1 jour 80% ne germent plus dans de l'eau et 70% dans du moût;

le nombre des spores qui ne germent plus dans l'eau est de 95 à 98% après une dessiccation de 2 à 8 jours;

(c'est à dire qu'on peut considérer comme péries les spores après une dessiccation de 3 jours.)

8° que seulement 1% des spores germe encore après une dessiccation de 15 jours,

9° qu'après 20 jours toutes les spores ont péri et

10° que l'effet destructif de la dessiccation continue la nuit, dans l'obscurité.

En rapportant ces résultats à la pratique:

1° Après quelques journées sèches succédant à des journées humides, on peut s'attendre à ce que sur les spores mûres desséchées 25% seulement germeront dans de l'eau et 40%

dans le jus doux des fruits, nous pouvons considérer comme péries 75%—60% des spores.

2° Comme par un temps sec une partie des spores peut encore germer dans le jus doux des fruits (p. ex. dans le jus des baies ravagées), par conséquent *il ne faut pas négliger le traitement,* parce que la maladie peut se renouveler *par les spores desséchées et tombées dans le jus des baies.*

3° Le traitement du Botrytis et des autres maladies cryptogamiques aux spores résistantes est le plus efficace (même avec les moyens de traitement d'un faible pour-cent) *lorsque quelques journées sèches ont précédé le traitement,* parce que les spores souffrent du desséchement et qu'ainsi leur destruction est rendue plus facile.

L'humectation et le desséchement alternatif et rapide des spores répandues sur la plante, le sol etc., se réalisent souvent dans la nature, et l'on peut attribuer à cette circonstance le fait que les infections ne sont pas toujours aussi fréquentes qu'on pourrait s'y attendre d'après le nombre énorme des spores produites. Mais lorsque les temps sec et humide n'alternent pas subitement, mais avec des transitions plus ou moins lentes, beaucoup plus de spores peuvent rester en vie, ce qui facilite la propagation des maladies.

Les résultats de nos expériences nous donnent l'explication des observations pratiques. Le temps humide favorise encore, outre la conservation de la vitalité des spores, le développement ultérieur des spores germées, et par suite, l'infection. Les spores germées elles-mêmes, peuvent rester en vie pendant des jours, comme je l'avais aussi démontré pour le Rot livide de la vigne.

III^e^ CHAPITRE.

Vitalité des spores germées.

C'est une des questions les plus importantes, parce que dans la pratique il faut s'occuper *de ce que deviennent les spores dont nous ne pouvons pas empêcher la germination* par le traitement.

Les recherches ont été faites dans deux directions. Dans la nature, les spores peuvent germer ou dans l'eau des pluies etc.

ou dans le jus des baies ravagées. Conformément à cela nous avons fait germer les spores dans de l'eau et dans du moût et nous avons soumis les germes ainsi obtenus aux différents traitements.

La première question à résoudre était combien de temps dure la vitalité *des spores germées conservées à l'air humide ou dans de l'eau,* ce qui donne des indications précieuses sur le développement des spores abritées en quelques endroits de la vigne (surtout par un temps humide) et ainsi sur la possibilité des infections ultérieures. J'ai publié déjà des recherches semblables sur les spores du Coniothyrium Diplodiella et j'ai indiqué l'importance pratique de ces recherches.

Voyons maintenant comment se comportent les germes du Botrytis.

9. Spores germées obtenues et conservées dans de l'eau.

Nous avons fait germer pendant 24 heures (sur des porte-objets) des spores mûres, dans de l'eau de conduite stérilisée. La longueur moyenne des tubes germinatifs a été de 50—60 μ. Puis, les porte-objets «lavés» (pour enlever les spores qui n'ont pas germé), ont été mis dans des boîtes de Petri remplies d'eau distillée stérilisée. On a retiré de l'eau 3 à 3 porte-objets à de certains intervalles et, ayant ajouté du moût aux germes, on les a laissés se développer sous une cloche humide.

Il faut remarquer que les spores germées du Botrytis adhèrent aux porte-objets; c'est grâce à cette circonstance que nous avons pu employer ce «lavage». La culture dans les flacons de Freudenreich et la filtration des spores germées, comme méthode plus encombrante, est devenue superflue et elle a été substituée avantageusement par la méthode décrite, permettant en même temps l'observation directe au microscope.

Voici les résultats:

1. Les spores germées conservées 1 jour dans l'eau distillée se sont développées, mycélium dense après 24 heures.

2—3. Même résultat avec les spores conservées de 2 à 3 jours dans de l'eau distillée, après 48 heures houppes d'attachement.

4. Les spores germées conservées 13 jours dans l'eau distillée se sont développées, mycélium moins dense après 24 heures, houppes en 48 heures.

Donc les spores germées conservées dans de l'eau pendant 13 jours restent en vie et se développent normalement dans du moût.

10. Spores germées dans du moût et conservées dans de l'eau.

On a fait germer pendant 16 heures dans du moût (sur des porte-objets) des spores mûres de Botrytis. La longueur moyenne des tubes germinatifs a été de 80 à 100 μ. Puis le moût enlevé, les porte-objets ont été placés dans des boîtes de Petri remplies d'eau distillée stérilisée. On a sorti 3 à 3 porte-objets dans des intervalles déterminés et, ayant ajouté du moût aux spores germées, on les a laissées se développer sous une cloche humide.

1° Les spores germées conservées à l'eau pendant 1 jour se sont développées, après 24 heures mycélium épais et des houppes.

2° Spores germées conservées à l'eau distillée pendant 2 jours et

3° pendant 3 jours montrent les mêmes faits que sous 1°,

4° Les spores germées conservées à l'eau distillée pendant 13 jours et

5° pendant 19 jours se sont développées après 24 heures, houppes après 48 heures.

Les spores germées dans du moût et conservées à l'eau restent donc 19 jours (au lieu de 13) en vie et se développent bien dans du moût. En un mot les germes ainsi traités sont plus forts que les autres germés dans l'eau.

En conséquence les spores germées dans le jus des baies blessées, peuvent conserver plus longtemps leur vitalité en temps humide, que les spores germées dans de l'eau, elles sont plus fortes et ainsi plus capables d'infecter.

11. Dessiccation des spores germées.

Les spores germées dans de l'eau ou du moût et conservées dans un milieu humide restent en vie, comme nous l'avons vu, pendant 13 à 19 jours, et, dans des conditions favorables elles peuvent se développer.

Voilà donc l'action favorable du temps humide sur la propagation des maladies cryptogamiques envisagé d'un autre côté; il nous reste encore à examiner le rôle du temps très sec.

Ces expériences ont pour but de constater les effets du desséchement à différents degrés. Ainsi j'appelle desséchement lorsque les spores se dessèchent par l'évaporation spontanée du liquide, arrivé ordinairement après 4—6 heures; tandis que pour la dessiccation plus complète nous avons employé le chloride de chaux pendant 3—4 heures ou l'acide sulfurique pendant 3 heures dans un dessiccateur.

a) *Spores germées dans de l'eau.*

Nous avons fait germer dans de l'eau (sur des porte-objets) des spores de Botrytis jusqu'à ce que les tubes germinatifs ont été longs de 50—60 μ. Puis les spores germées ont été placées:

Sous une cloche sèche pour 4—6 heures	dans le dessiccateur à chloride de chaux pendant 3—4 heures	dans le dessiccateur à acide sulfurique pendant 3 heures,

et tout de suite après on y a ajouté du moût, mais en aucun cas elles ne se sont plus développées.

b) *Spores germées dans du moût.*

Les spores germées obtenues par une culture de 16 heures dans du moût (longueur des tubes germinatifs 80—100 μ) ont été placées:

Sous une cloche sèche pendant 4—6 heures	dans le dessiccateur à chloride de chaux pendant 3—4 heures	dans le dessiccateur à acide sulfurique pendant 3 heures

et tout de suite après on leur a donné du moût, mais elles ne se sont pas développées.

Il résulte de ces deux séries d'expériences *que les spores germées faibles* c'est-à-dire produites dans un milieu pauvre (comme celles cultivées dans l'eau), *ou fortes* (comme celles cultivées dans un milieu riche p. e. dans du moût) *ne supportent aucun mode de desséchement,* mais elles périssent. C'est une cause remarquable du dépérissement des spores et, par conséquent, de la restriction des maladies cryptogamiques par un temps sec.

12. Expériences faites avec la bouillie bordelaise.

Nous avons fait germer des spores de Botrytis dans de l'eau pendant 24 heures (longueur des tubes germinatifs 50 μ) ou dans du moût pendant 16 heures (longueur des tubes germinatifs 80—100 μ). Puis, ayant enlevé l'eau ou le moût des porte-objets, nous y avons ajouté la bouillie bordelaise de 1%.

Germes obtenus dans de l'eau:	*Germes obtenus dans du moût:*
Après un traitement de 3 à 6 heures, les spores germées ne se sont plus développées dans du moût.	Après un traitement de 3 à 6 heures, les spores germées ne se sont plus développées dans du moût.

13. Expériences pour tuer les spores germées avec les différents moyens de traitement.

Après les expériences préalables faites avec la bouillie bordelaise de 1%, nous avons aussi essayé, à titre de comparaison, d'autres moyens de traitement.

Il fallait résoudre deux questions de la pratique:

1° Est-ce que les *spores germées dans de l'eau* et conservées à l'humidité pendant 1 jour, peuvent se développer dans le jus doux des baies, après un séjour de 24 heures dans les moyens de traitement?

2° Est-ce que les *spores germées dans le jus doux des baies* peuvent se développer si, après un séjour de 24 heures dans le moyen de défense, on les mélange de nouveau au jus doux des fruits?

Dans les deux séries d'expériences les moyens de défense ont agi directement sur les spores germées; la durée de l'action a toujours été de 24 heures.

a) *Germes obtenus de l'eau.*

Les spores de Botrytis ont germé dans de l'eau pendant 24 heures (longueur des tubes 50 μ). Puis on a ajouté aux germes les différents moyens de traitement. Après une action de 24 heures, les germes furent placés dans du moût.

b) *Germes obtenus du moût.*

Les spores de Botrytis ont germé dans du moût pendant 24 h. (longueur des tubes 80 à 100 μ). Puis on a ajouté aux germes les différents moyens de traitement. Après une action de 24 heures, les spores furent placées dans du moût.

Dans les deux séries les résultats ont été tellement concordants qu'on peut les réunir dans le tableau ci-dessous.

Les germes traités:

1.	Avec du bisulfite de soude	de 1%	ont péri.
2.	« « « « chaux	« 0·5%	« «
3.	« « « « «	« 0·2%	« «
4.	« « sulfate de cuivre	« 2%	« «
5.	« « « « «	« 1%	« «
6.	« « « « «	« 0·5%	« «
7.	« « verdet gris	« 1%	« «
8.	« de l'azurine	« 1%	« «
9.	« « «	« 2%	« «
10.	« « lysole	« 2%	« «
11.	« de la bouillie bordelaise	« 1%	« «
12.	« « « « «	« 2%	« «
13.	« « « « «	« 3%	« «
14.	« « « « «	« 6%	« «
15.	« « « « «	« 9%	« «

Le plasme des tubes germinatifs minces est devenu plus ou moins jaune et granulé sous l'influence de ces moyens de défense, il s'est décomposé et a dépéri. Le plasme des tubes

germinatifs robustes est homogène et dense, mais il change aussi de couleur et, enfin, il dépérit.

14. Expériences pour tuer les spores germées (Durée de l'action du moyen 1 heure).

Nous avons soumis pendant 1 heure à l'action des moyens de défense les spores germées obtenues dans l'eau (à tubes germinatifs de 50 μ) et dans du moût (à tubes germinatifs de 80—100 μ).

1. Les spores germées traitées avec la bouille bordelaise de 1% ont péri.

2. Les spores germées traitées avec du verdet gris de 1% ont péri.

3. Les spores germées traitées avec du bisulfite de soude de 1% ont péri.

4. Les spores germées traitées avec du bisulfite de chaux de 0·5% ont péri.

5. Les spores germées traitées avec du sulfate de cuivre de 1% ont péri en partie, l'autre partie s'est développée.

Résumé.

1. Les spores germées dans de l'eau et conservées dans de l'eau gardent leur vitalité pendant 13 jours, celles germées dans du moût et conservées dans de l'eau restent vivantes pendant 19 jours.

2. Dans quelque moyen que les spores aient germé elles ne supportent point le desséchement.

3. Les moyens de traitement employés détruisent, même fortement dilués (p. ex. bisulfite de chaux à 0·2%), les spores germées.

Nous pouvons en tirer la conclusion *a)* que les spores développées sur les baies ravagées sont plus fortes et peuvent ainsi causer plus facilement une infection.

b) quoique les spores germées ne supportent pas le desséchement, une partie peut trouver un abri — même par un temps sec — dans quelque coin de la plante, *donc il ne faut pas*

négliger le traitement par un temps sec, les moyens de traitement même fortement dilués détruisent d'autant plus facilement les spores germées.

IV. CHAPITRE.

L'action du froid.

15. Botrytis et Monilia congelés sur les fruits ravagés (entre —19° à —28°).

Du point de vue pratique il est intéressant de savoir quelle est l'action du grand froid et du dégel qui le suit. Dans ce but nous avons exposé les spores à de grands froids durant la journée (en moyenne —23°). La nuit la température s'est élevée et le matin à 6 heures elle a été de +8°. Alors nous avons renouvelé la mixture frigorifère et la congélation a recommencé.

Nous avons soumis les spores à la congélation avec le fruit attaqué, nous avons placé les pommes ravagées par le Monilia et les baies attaquées par le Botrytis dans les flacons de la machine frigorifère, que nous avons bouchés hermétiquement.

Les spores furent soumises pendant 6 jours à l'expérience. La température a varié entre les limites +8° et —28°.

Les variations pendant la journée ont été:

1er	jour	6 h. du matin.		Midi	—21 C°.	Le soir	—19 C°.
2e	«	+7 C° (—25°).	«	—25 C°.	«	«	—22 C°.
3e	«	+6 C° (—25°).	«	—25 C°.	«	«	—22 C°.
4e	«	+8 C° (—28°).	«	—28 C°.	«	«	—24 C°.
5e	«	+9 C° (—26°).	«	—26 C°.	«	«	—25 C°.
6e	«	+7 C° (—27°).	«	—27 C°.	«	«	—23 C°.

Le septième jour nous avons ensemencé une partie des spores dans du moût et nous les avons placées dans un thermostate à la température de 25°, pour l'observation de leur développement.

Ici les spores du Botrytis avaient germé dans 8 à 9 heures (en moyenne 70%) et ont poussé des tubes longs de 10 à 15 μ.

Les spores du Monilia ont commencé leur germination dans les 8 heures (en moyenne 30%) et ont poussé des tubes longs de 5 à 7 μ.

L'autre partie des spores congelées fut ensemencée dans des flacons de Freudenreich contenant 10 cm³ de moût qui furent aussi placés dans l'étuve pour la constatation du développement des spores. Dans ces flacons nous avons observé le premier jour de petits mycéles floconneux, le deuxième jour de grands flocons et le quatrième jour la formation des spores.

16. Vitalité des spores de Botrytis congelées (entre —5 C° et —15 C°).

a) *À sec, réfrigération artificielle.*

Les flacons de Freudenreich secs, contenant les spores mûres de Botrytis, furent placées dans le mélange réfrigérant (glace et sel). La température a été observée 2 à 3 fois par jour. Puis le contenu des flacons a dégelé à la température de la chambre (20°) et les spores furent mises germer dans des gouttes de moût (sur des porte-objets).

Température dans les expériences 1 et 2.

1er jour	à 3 h. de l'après-midi	—15°
	6 h. du soir	—12°
2e jour	à 6 h. du matin	—9°
	midi	—15°
	6 h. du soir	—7°
3e jour	à 6 h. du matin	—5°
	midi	—14°
	6 h. du soir	—8°

b) *À l'état humide, réfrigération artificielle.*

Les spores furent agitées dans de l'eau, puis congelées avec le mélange réfrigérant dans des éprouvettes bouchées avec de la ouate. La température fut observée 2 à 3 fois par jour sur le thermomètre placé dans le mélange réfrigérant. Au bout de l'expérience nous avons laissé se dégeler le contenu des éprouvettes (20°) et nous avons fait germer les spores dans du moût (sur des porte-objets).

Résultats:

1. Après la réfrigération à l'état sec la germination a été

après	le	1er	jour	de 95%
«	«	3e	«	« 90—95%
«	«	6e	«	« 85—90%

4e	jour à 6 h. du matin	—11°
	6 h. du soir	—6°
5e	jour à 8 h. du matin	—5°
	5 h. de l'après-midi	—8°
6e	jour à 8 h. du matin	—5°

2. Après la réfrigération dans l'eau la germination a été
après le 1er jour de 98—99%
« « 3e « « 90%
« « 6e « « 80—85%

17. Vitalité des spores de Botrytis à de basses températures (entre +5° et —7°).

a) *À l'état sec, réfrigération naturelle.*

Les spores mûres de Botrytis furent placées dans des flacons de Freudenreich secs. La température fut observée journellement sur des thermomètres maxima et minima. Au bout de l'expérience, le contenu des flacons de Freudenreich a dégelé dans la chambre (20°) et les spores furent placées sur des porte-objets, dans des gouttes de moût.

	Température :	max.	min.
Le	1er jour	—2°	—5°
	2e «	—2°	—7°
	3e «	—3°	—5°
	4e «	—2°	—3°
	5e «	—1°	—3°
	6e «	—1°	—2°
	7e «	—1°	—6°
	8e «	—1°	—6°
	9e «	—1°	—5°
	10e «	+4°	0°
	11e «	+4°	+1·5°
	12e «	+3°	+1°
	13e «	+2°	0°
	14e «	+2°	+1°
	15e «	+5°	+2°
	16e «	+5°	+3°

b) *À l'état humide réfrigération naturelle.*

Les spores de Botrytis furent agitées dans de l'eau et placées dans des éprouvettes bouchées avec de la ouate. La température fut observée journellement sur des thermomètres maxima et minima. Puis le contenu des éprouvettes a dégelé à 20° et les spores furent placées sur des porte-objets, dans des gouttes de moût.

1. Résultats.

La germination a été
après 1 jour de 98—99%
« 3 « « 90—95%
« 6 « « 90—95%
« 10 « « 90—95%
« 16 « « 90—95%

2. Résultats.

La germination a été
après 1 jour de 98—99%
« 3 « « 90%
« 6 « « 90%
« 10 « « 90%
« 16 « « 90%

Les spores réfrigérées pendant 16 jours dans de l'eau, (aussi bien que celles réfrigérées à sec) germent donc dans du moût dans les proportions indiquées, *mais leurs tubes germinatifs sont plus minces* que ceux des spores réfrigérées à sec pendant 16 jours. Les premiers signes de la formation des houppes se sont montrés dans tous les deux cas au bout d'une journée.

18. Spores de Botrytis dans de la vapeur d'eau à 100°.

Pour compléter les expériences nous avons aussi examiné l'action de la vapeur d'eau à 100°. Les spores de Botrytis furent mélangées à de l'eau, puis nous avons pris une goutte du mélange sur un fil de platine et nous l'avons exposé à la vapeur d'eau. Après nous l'avons mélangé à du moût pour rechercher la germination.

Résultats: Les spores exposées à l'action de la vapeur d'eau à 100° pendant 0·5, 1, 2, 3, 5, 7·5, 15 minutes n'ont pas germé, elles ont toutes péri.

Résumé.

Il résulte des expériences faites pour rechercher l'action du froid que:

1. la perte après une réfrigération à sec ou dans l'eau pendant 6 jours (entre —15° et —5°) et après un dégel immédiat est de 15 à 20%;

2. après un abaissement de la température, variant entre +5° et —7° pendant 16 jours la perte est de 10%;

3. que le grand froid (—28 à 22°) suivi d'un dégel lent tue en 6 jours ou rend incapable de germination 30% des spores du Botrytis et 70% des spores du Monilia.

4. Les spores de Botrytis restées sur leur milieu sont donc deux fois aussi résistantes au le froid que les spores de Monilia.

5. Ainsi c'est probable qu'après un hiver sec et long où les grands froids alternaient avec des températures au dessus de zéro on peut s'attendre plutôt au Botrytis qu'au Monilia.

V^e CHAPITRE.

Action de la bouillie bordelaise sur les spores.

Au point de vue pratique c'est une question très importante que de connaître l'action des bouillies bordelaises de différentes forces.

Pour rechercher cette action nous avons fait plusieurs séries d'expériences et nous les avons répétées plusieurs fois. La première série a été encore faite d'après l'ancienne méthode, les autres par la nouvelle méthode, établie par nous au cours des expériences, et qui nous permet de compter les spores et de déterminer en pour cent le résultat.

19. Germination des spores traitées avec de la bouillie bordelaise (dans des flacons).

Nous avons placé 50—70 spores mûres dans une goutte (0·08 cm³) de bouillie bordelaise et puis nous avons conservé les porte-objets dans une atmosphère humide en faisant attention que la goutte ne se dilue pas. Puis nous avons transporté les spores dans 10 cm³ de moût. Les expériences ont été faites avec 10 à 10 flacons.

a) *Les flacons au Monilia traités avec une bouillie bordelaise à:*

2%, ont montré un développement dans tous les 10, spores le 7^e jour.

3%, ont montré un développement dans 6 flacons, spores le 7^e jour.

4%, ont montré un développement dans 6 flacons, spores le 8^e jour.

5%, ont montré un développement dans 4 flacons, spores le 8^e jour.

b) *Les flacons au Botrytis traités avec une bouillie bordelaise à:*

2%, ont montré un développement dans tous les 10, spores le 6^e jour.

3%, ont montré un développement dans 7 flacons, spores le 7e jour.

4%, ont montré un développement dans 6 flacons, spores le 7e jour.

5%, ont montré un développement dans 6 flacons, spores le 8e jour.

c) *Les flacons au Coniothyrium traités avec une bouillie bordelaise à :*

2%, ont montré un développement dans tous les 10, pycnides le 9e jour.

3%, ont montré un développement dans tous les 10, pycnides le 9e jour.

4%, ont montré un développement dans 7 flacons, pycnides le 10e jour.

5%, ont montré un développement dans 6 flacons, pycnides le 10e jour.

Au point de vue pratique l'action de 24 heures de la bouillie bordelaise 4 à 5% n'affaiblit qu'une partie des spores, l'autre partie peut germer dans le jus du fruit et peut fructifier.

Après cette expérience d'orientation nous allons déterminer d'une manière précise le nombre des spores germées.

20. Action de la bouillie bordelaise sur les spores de Botrytis, exprimée en pour-cent.

Nous avons placé pendant 24 heures des spores brunes mûres de Botrytis (d'une culture de 12 jours), dans de la bouillie bordelaise à 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10%. Au bout des 24 heures nous avons mélangé à la bouillie bordelaise du moût contenant 1% d'acide tartrique, en quantité telle que la teneur du liquide en sulfate de cuivre ne surpasse pas 0·3%, parce que autant de sulfate de cuivre n'empêche pas la germination des spores. Les gouttes de ce liquide furent placées sur des porte-objets compteurs, sous une cloche humide. En même temps nous avons versé 5—10 cm^3 du mélange dans des flacons de Freudenreich, pour l'observation du développement.

Dans les gouttes sur porte-objets au bout de 24 heures ont germé:

38—40%	des	spores	traitées	avec	de	la	bouillie	à	1%
33—35%	«	«	«	«	«	«	«	«	2%
33—35%	«	«	«	«	«	«	«	«	3%
28—30%	«	«	«	«	«	«	«	«	4%
25—29%	«	«	«	«	«	«	«	«	5%
23—25%	«	«	«	«	«	«	«	«	6%
18—20%	«	«	«	«	«	«	«	«	7%
12—15%	«	«	«	«	«	«	«	«	8%
12—15%	«	«	«	«	«	«	«	«	9%
10—12%	«	«	«	«	«	«	«	«	10%

Comme ce tableau le démontre, l'on peut reconnaître une relation très importante, au point de vue pratique, entre la concentration de la bouillie bordelaise et le rapport germinatif.

Au bout de 48 heures dans chaque goutte la formation des houppes a commencé. De nouveaux petits germes qu'on aurait pu supposer formés pendant la deuxième journée, ne se sont pas montrés.

Nous avons observé dans les flacons de Freudenreich le premier jour de petits flocons et le deuxième jour un développement très fort. *Les houppes* se sont formées *le deuxième jour* sur les tubes des spores traitées avec des bouillies à 1—8%, et seulement *le troisième jour* sur les tubes de celles traitées avec des bouillies à 9—10%.

21. L'action du desséchement lent de la bouillie bordelaise (pendant 6 heures).

Nous avons fait ces séries d'expériences pour rechercher le sort des spores de Botrytis traitées avec la bouillie bordelaise, *supposé que le desséchement de la bouillie bordelaise s'est fait en 6 heures et que pendant les 18 heures suivantes il n'y avait pas de précipitation atmosphérique.* Nous n'avons donc fait que répéter dans ces expériences un cas très fréquent dans la nature. La question est donc de savoir ce que deviennent les spores traitées pendant 6 heures avec la bouillie bordelaise, si elles se

sont mélangées au jus doux des grains, *c'est-à-dire à quel point le rot-gris peut être enrayé, dans les conditions mentionnées, par* sulfatage non répété?

Les spores mûres brunes, de Botrytis, d'une culture de 14 jours furent mélangées aux bouillies à 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10% et disposées en gouttes sur les porte-objets. Les gouttes furent desséchées sous une cloche sèche pendant 6 heures, et après 18 heures la bouillie bordelaise desséchée fut dissoute dans du moût acidulé, et la solution répartie sur des porte-objets couverts d'une cloche humide.

Au bout de 24 heures, nous avons trouvé que:

25% ont germé des spores traitées avec la bouillie à 1%

20 à 23% « « « « « « « « « 2%

« « « « « « « « « 3%

15 à 18% « « « « « « « « « 4%

« « « « « « « « « 5%

« « « « « « « « « 6%

10 à 13% « « « « « « « « « 7%

« « « « « « « « « 8%

« « « « « « « « « 9%

« « « « « « « « « 10%

Il faut remarquer qu'on ne peut pas considérer les spores ainsi traitées comme totalement sèches, *parce qu'il se forme sur la goutte une croûte qui retient un peu d'humidité.* Cela se montre surtout dans le cas des bouillies concentrées.

22. Humectation après le desséchement de la bouillie bordelaise (Imitation de la rosée.)

Le but de ces expériences a été d'étudier la conduite des spores desséchées dans la bouillie bordelaise après le détrempement de la bouillie avec de l'eau. Ce détrempement se fait dans la nature par les précipités atmosphériques, la pluie et la rosée. Nos expériences les imitent.

a) *Avec de l'eau après un desséchement de 2 heures et demie.*

Nous avons disséminé les spores dans des gouttes de bouillie bordelaise à 3% (sur des porte-objets), puis les porte-

objets ont été placés sous une cloche avec du chlorure de chaux; nous avons réglé le dessèchement de telle sorte qu'il se fasse en 2 heures et $^1/_2$; les spores sont restées à sec pendant 9 heures et $^1/_2$, puis nous avons humecté avec un peu d'eau de pluie la croûte desséchée. Les porte-objets sont restés sous la cloche (à une température de 20 C°). Le rapport de la germination n'a été évalué qu'approximativement.

Botrytis. Les spores ainsi traitées ont commencé à germer pendant 17—20 heures, longueur des tubes 30 à 50 μ. — A-peu-près 15%.

Coniothyrium. Les spores se gonflent pendant les 17—20 heures, elles développent des spores secondaires et quelques unes poussent déjà des tubes de 9—10 μ. En moyenne 5%.

Monilia. Au bout de 60—72 heures en moyenne 2—3% des spores ont seuls germé, les tubes ont la moitié de la longueur des spores.

b) *Après un dessèchement de 2 heures et $^1/_2$, avec du moût.*

Dans une seconde série nous avons humecté les spores desséchées dans la bouillie bordelaise avec du moût, tout de suite après le dessèchement, puis nous les avons conservées sous une cloche humide à une température de 20 C°. Les résultats sont les suivants.

Les spores du *Botrytis* ont très bien germé.

Les spores du *Coniothyrium* ont développé pendant 18 à 20 heures quelques spores secondaires, et au bout de 50 à 60 heures des tubes germinatifs de la longueur de 20 à 36 μ. En moyenne 6 à 7%.

Sur les spores du *Monilia* très peu ont germé pendant 50 à 60 heures, les germes ont la moitié de la grandeur des spores. En moyenne 4—5%.

Les tubes ainsi obtenus n'ont pas été aussi vigoureux que ceux qui se sont développés dans de meilleures conditions (par exemple dans les cultures sur milieux nutritifs), mais — puisque leur existence est démontrée, — il faut en tenir compte dans la pratique.

Nous avons ensemencé une partie des spores ainsi traitées dans 10 cm³ de moût (flacons de Freudenreich), où elles ont

continué à se développer (notamment les spores de Botrytis), et elles ont porté des conidies et même des pycnides.

23. Détermination de la capacité germinative des spores desséchées dans des bouillies bordelaises à 1—10% et puis humectées avec de l'eau.

Nous avons étendu aux bouillies à 1—10% les expériences, dans lesquelles nous avons imité la rosée, en déterminant le nombre des spores germées à l'aide de compteurs.

Les spores mûres, brunes de Botrytis, d'une culture de 14 jours, furent disposées dans des gouttes de bouillie à 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10% (sur des porte-objets). Les gouttes furent desséchées sous une cloche sèche durant 6 heures et elles sont restées encore 18 heures sous la cloche sèche. Au bout de ce temps nous les avons humectées avec de l'eau de pluie stérilisée et après 24 heures nous y avons ajouté du moût acidulé (pour dissoudre la bouillie) puis nous les avons placées sous une cloche humide. La rosée artificielle pouvait donc agir plus longtemps et pendant ce temps la bouillie bordelaise pouvait exercer son action. Les résultats sont les suivants:

Au bout de 24 heures en moyenne 10% avaient germé sur les spores traitées avec les bouillies à 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10%.

En comparant ces résultats à ceux des expériences suivantes (sulfatage répété) lorsque, au lieu de l'eau de pluie stérilisée, nous avons de nouveau ajouté de la bouillie bordelaise aux spores, nous trouvons que dans les deux cas le résultat est le même. La cause en est probablement l'action destructive du détrempement et du desséchement répétés.

Nous pouvons donc déduire de ces expériences cette conclusion, très importante pour la pratique, que:

le desséchement de la bouillie bordelaise et puis son détrempement par la rosée ne détruisent pas toutes les spores, et que les spores restant en vie peuvent se développer dans le jus du fruit. *C'est trés important au point de vue pratique, parce le jus des fruits endommagés ou déjà gâtés est une excellente nourriture pour les spores.*

24. Vitalité des spores de Botrytis traitées avec la bouillie bordelaise, après une dessiccation totale.

Nous avons desséché sous un dessiccateur les gouttes de bouillie bordelaise à 2% auquelles nous avions mélangé des spores mûres de Botrytis. Après la dessiccation nous avons dissous la bouillie dans du moût acidulé.

Au bout de 1, 2, 3 jours aucune des spores n'a germé.

25. Action du sulfatage réitéré.

Pour déterminer l'action du sulfatage réitéré, *sans intervention de rosée,* nous avons omis dans cette série d'expériences l'humectation avec l'eau.

a) *Sulfatage répété une fois.*

1. Nous avons placé les spores dans de la bouillie bordelaise à 3% (en moyenne 50 à 60 spores dans une goutte) et nous avons desséché les gouttes pendant 12 heures (le desséchement a été obtenu déjà au bout de deux heures et demie, et les spores sont encore restées au sec pendant neuf heures et demie);

2. puis nous y avons ajouté de la bouillie bordelaise à 1% et nous les avons laissées sécher de nouveau pendant 12 heures;

3. au bout de ce temps nous avons ensemencé les spores traitées dans 10 cm^3 de moût (dans des flacons de Freudenreich) et nous avons observé le développement à une température de 25°. Pour chaque expérience nous avons pris dix gouttes, à autant de flacons.

b) *Sulfatage répété deux fois.*

Dans ces expériences nous avons procédé selon la même méthode que dans les expériences sous *a)* avec la seule différence que nous avons sulfaté 3 fois. Pour le troisième sulfatage nous avons ajouté de la bouillie bordelaise à 1% aux gouttes desséchées et nous les avons laissées sécher pendant 12 heures.

Le résultat a été le suivant:

Monilia

après deux sulfatages: dans deux jours germination dans 7 flacons, le troisième jour de gros flocons, des spores en 8 jours,

après trois sulfatages: dans deux jours germination dans six flacons, le troisième jour de gros flocons, le 4e jour développement lent; des spores en 9 jours.

Botrytis

après deux sulfatages: dans deux jours germination dans 10 flacons, le 3e jour de gros flocons; spores au bout de la 7e journée;

après 3 sulfatages: le deuxième jour germination dans 10 flacons, le 4e jour de gros flocons; spores au bout de la 7e journée.

Coniothyrium

après deux sulfatages: le deuxième jour germination dans 10 flacons, le 3e et le 4e jour développement considérable; pycnides au bout de la 10e journée;

après 3 sulfatages: le deuxième jour germination dans 10 flacons, le 4e jour développement considérable; commencement de pycnides le 10e jour.

*

Pour établir le résultat en pourcent de l'action du sulfatage réitéré nous avons encore fait les expériences suivantes.

26. Spores desséchées avec la bouillie bordelaise et puis traitées de nouveau. (Dans de grandes gouttes.)

Les spores mûres de Botrytis, couleur brune, d'une culture de 14 jours furent disposées dans des gouttes de bouillie bordelaise à 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10% et puis desséchées sous une cloche sèche en 6 heures. Après 18 heures nous avons raajouté de la bouillie, pour le deuxième sulfatage. Au bout de 24 heures nous avons fait dissoudre la bouillie bordelaise

dans du moût acidulé, nous avons distribué les gouttes sur des porte-objets compteurs et les avons placés sous une cloche humide.

Au bout de 24 heures à-peu-près 10% ont germé sur les spores traitées avec les bouillies à 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10%.

Le desséchement n'a donc pas été complet, les gouttes étaient grosses et pour cela elles ne se sont pas entièrement desséchées.

La germination des spores nous a montré quelques singularités dont je mentionne la plus frappante, la germination des spores traitées avec la bouillie à 10%. Ces spores ont poussé des tubes aigus en pointe et les branches latérales étaient aussi pointues. (Fig. 1.)

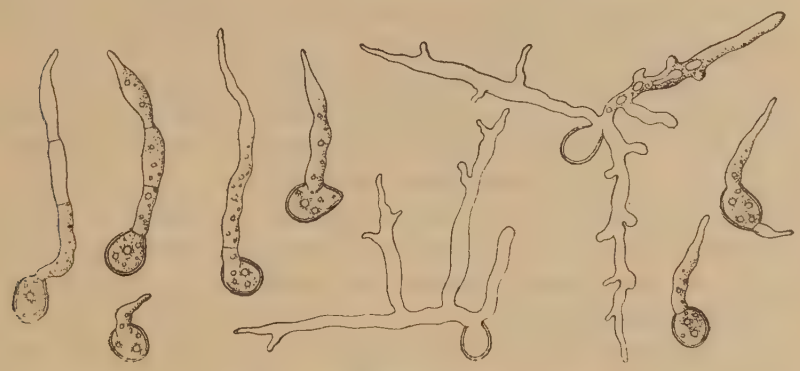


Fig. 1.

Germination des spores du Botrytis cinerea. Les spores desséchées dans de la bouillie bordelaise à 10% furent humectées après 24 h. avec de la bouillie bordelaise à 1% et après 24 h. elles ont été ensemencées dans du moût à acide tartrique. Il est remarquable que les tubes sont presque tous effilés. Zeiss: ocul. V. object. C. Grossis. de 315.

Les trois séries (24, 25, 26) d'expériences imitent l'action des grosses gouttes, qui *se forment sur la vigne après la pulvérisation, et les spores, qui se sont désséchées dans ces gouttes, se mélangent après la pulvérisation avec assez de moût, pour que les spores qui ont conservé leur vitalité puissent se développer.*

Comme nous l'avons vu dans les expériences précédentes c'est très important pour la détermination en chiffres des résultats, parce que le rapport germinatif des spores qui ont germé dans un milieu riche est de beaucoup plus considérable que le rapport germinatif de celles qui ont germé dans de l'eau.

Nous avons fait, au courant de ces expériences, des observations fort importantes, ainsi nous avons trouvé que les grosses

gouttes de la bouillie bordelaise se dessèchent très lentement complètement parce qu'il se forme sur leur surface une croûte mince.

Au courant de la carbonisation, de très petits grains (30 μ) se déposent sur la surface en contact avec l'air et en s'agglutinant séparent de l'air la partie encore liquide. Ces grains sont en carbonate de chaux et ils se dissolvent en moussant dans l'acide chlorhydrique.

27. Spores desséchées traitées avec de la bouillie bordelaise.

Cette expérience imite le traitement fait en temps sec, avec la supposition qu'un temps humide y a succédé.

Les spores de Botrytis dans de l'eau furent desséchées et sont restées 24 heures sous une cloche séche, puis, après y avoir ajouté de la bouillie bordelaise à 1% resp. à 3% on les a gardées sous une cloche humide pendant 24 heures; au bout de ce temps nous avons dissout la bouillie dans du moût acidulé, et nous avons distribué ces gouttes sur des porte-objets et les avons placés sous une cloche humide. Au bout de 24 heures aucune des spores n'avait germé.

La vitalité des spores traitées dans cette expérience a été examinée préalablement, comme dans toutes les autres expériences.

Pour déterminer l'action *du desséchement à lui seul* — c'est à dire sans sulfatage — nous avons desséché des spores provenant de la même culture, et nous avons trouvé que:

pendant 24 heures 40% des spores ont germé, 60% ont donc péri par le desséchement.

28. Vitalité des spores de Botrytis sulfatées avec de la bouillie bordelaise à 3% et rapidement desséchées. (Petites gouttes.)

Pour étudier *l'action de la bouillie bordelaise pulvérisée en très petites gouttes*, nous avons pulvérisé la bouillie bordelaise mélangée aux spores et après un desséchement rapide (supposition: temps sec) nous avons examiné leur vitalité.

Nous avons mélangé les spores mûres, couleur brune, à une bouillie bordelaise à 3% et tout de suite après nous les avons pulvérisées sur des porte-objets. La bouillie bordelaise s'est desséchée en une heure. Après 24 heures nous y avons ajouté du moût ou de l'eau et nous les avons placés sous une cloche humide. *Au bout de 24 heures aucune des spores n'a germé.*

Cette expérience montre à quel degré l'action devient plus efficace par le desséchement rapide.

Tableau, montrant l'efficacité du traitement.

Sur les spores du Botrytis cinerea sont tuées (en %) par :

Bouillie bordelaise %	Un séjour de 24 heures dans la bouillie bordelaise	Le desséchement avec la bouillie bordelaise (en 6 heures)	Le desséchement avec la bouillie (en 6 heures) et puis humectation avec de l'eau	Le desséchement en 1 h. dans de la bouillie et puis conservation pendant 24 h. en lieu sec	Le desséchement dans de la bouillie bordelaise à 1—3% (24 heures)	Le desséchement des spores humides
1—3%	64%	77%	90%	100%	100%	60%
4—6%	73%	83%	90%	—	100%	60%
7%	80%	88%	90%	—	100%	60%
8—10%	87%	88%	90%	—	100%	60%

Conclusions.

1. Le desséchement complet de la durée d'un jour (température de 20 C°. Sécheresse) a donc la même action sur la capacité germinative des spores du Botrytis que le séjour de 24 heures dans une bouillie bordelaise de 1 à 3%.

2. Le desséchement dans la bouillie bordelaise tue un peu plus de spores que le séjour de 24 heures dans la bouillie.

3. Les spores desséchées, après un séjour de 24 heures dans la bouillie bordelaise dépérissent.

Il résulte pour *la pratique* de cette série d'expériences :

1° que l'action des bouillies bordelaises à 1 à 3% peut être considérée comme égale envers les spores du Botrytis ;

2° de même que l'action des bouillies à 4 à 6% est aussi très concordante.

Cela est très important pour le traitement parce qu'on peut ainsi réaliser une économie notable.

3° que l'action devient beaucoup plus considérable si la bouillie se dessèche lentement (au moins en 6 heures), parce qu'alors la bouillie bordelaise à 1 à 3% tue 77% des spores du Botrytis;

4° que le périssement est encore plus grand si les gouttes de la bouillie bordelaise se dessèchent avec les spores (en 24 heures) et puis se délayent dans de l'eau, parce qu'alors 90% des spores périssent;

5° que l'action de la bouillie bordelaise est la plus forte lorsque les spores se sont d'abord desséchées et puis ont passé 24 heures dans la bouillie bordelaise, parce qu'alors toutes les spores périssent.

Dans la pratique les conditions énumérées sous 3. peuvent se réaliser le plus facilement, l'on ne peut compter sur la réalisation des conditions énumérées sous 4. et 5. que très rarement.

Le desséchement complet des spores ne se réalise pas si facilement, puisque les baies et le feuillage évaporent de l'eau et qu'ainsi les spores peuvent absorber de l'humidité, jusqu'à un certain degré. Les spores ne peuvent donc se dessécher à tel point que leur vitalité en soit influencée, qu'en cas de sécheresse continue.

VI^e^ CHAPITRE.

Développement dans de la bouillie bordelaise.

Il a fallu vaincre beaucoup de difficultés pour établir par les expériences la germination dans la bouillie bordelaise. Il fallait ainsi éviter que des spores déjà germées n'arrivassent dans la bouillie bordelaise, ce qui peut arriver pendant l'ensemencement des spores, lorsqu'un peu de la gélatine de la culture peut être transporté dans la bouillie bordelaise. Dans cette gélatine les spores peuvent germer, malgré la bouillie bordelaise. Ces cas sont remarquables, parce qu'ils nous indiquent que dans la nature

la germination des spores peut commencer, malgré la bouillie bordelaise, lorsque le jus des baies ravagées leur fournit une nourriture abondante.

Pour empêcher l'introduction des spores déjà germées et pour éliminer les autres causes d'erreurs, nous avons recueilli les spores à ensemencer en retournant les boîtes de Petri (le couvercle enlevé) et en posant dessous les porte-objets stérilisés et secs. Puis nous avons examiné au microscope les spores brunes recueillies. Ainsi on a pu contrôler avec certitude leur maturité, reconnaissable à la couleur, et l'on a pu reconnaître s'il n'y en avait pas de germées. Ce sont les spores ainsi recueillies et contrôlées que nous avons ensemencées dans les gouttes de bouillie bordelaise.

L'observation au microscope de la germination des spores présente aussi de très grandes difficultés. C'est très difficile d'observer directement les spores germées à cause des particules solides de la bouillie et à cause des précipités qui s'y forment. Cela ne permet pas non plus d'employer la goutte suspendue en chambre humide. Il n'y avait pas d'autre moyen que de dissoudre (à la fin de l'expérience) la bouillie bordelaise dans de l'acide chlorhydrique étendu et de rechercher ainsi les spores qui ont germé.

29. Germination dans de la bouillie bordelaise.

Nous avons placé les spores mûres, brunes, d'une culture de 14 jours, dans des gouttes de bouillie bordelaise à 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10% (sur des porte-objets) sous une cloche humide. Pour rechercher les germes nous avons dilué les gouttes avec de l'acide chlorhydrique.

Résultats: a) *Au bout de 24 heures* aucune des spores traitées avec la bouillie bordelaise à 1—10% n'avait germé.

Parmi les spores restées plus longtemps (3 à 4 jours) dans une bouillie bordelaise à 1%, nous avons trouvé 1 à 2% qui ont montré les signes de la germination, il est probable que la germination de ce faible pour-cent a commencé dans la bouillie bordelaise. Cette opinion est appuyée par le fait que dans la bouillie bordelaise à 1% nous avons observé le commencement

de la germination sur 1 à 2% des spores, dans la bouillie à 2% sur 1% des spores, dans la bouillie à 3% sur 0·5% des spores, tandis que dans les bouillies à 4 à 10% nous n'avons observé aucune germination.

Nous avons répété ces mêmes expériences avec les spores du Coniothyrium Diplodiella. Ici aussi nous avons remarqué que, parallèlement à la durée de l'action de la bouillie bordelaise, un faible pour-cent des spores avait montré les signes d'un déve-

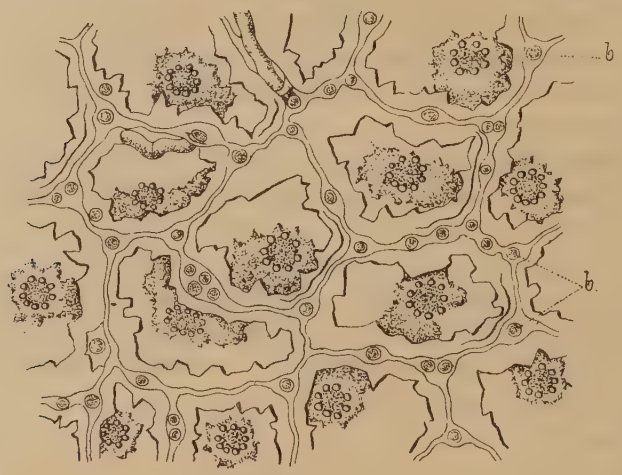


Fig. 2.

Pénétration des spores du Botrytis dans l'épiderme d'une baie de raisin. Les spores mélangées à une bouillie bordelaise à 3% furent placées par gouttes sur la baie. Développement sous une cloche humide. Coupe superficielle, *b* endroits de pénétration, la membrane voûtée à été enlevée par la coupe; dans le plasme rétréci il y a des léucoplastes autour du noyau. Autour les pénétrations la membrane est jaune. Zeiss: ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680.

loppement progressif. Ainsi, nous avons vu au bout de 18 à 20 heures des spores en train de se gonfler et former des spores secondaires, au bout de 40 à 44 heures il s'en est trouvé qui avaient poussé des tubes, et parmi celles traitées pendant 68—90 heures nous en avons trouvé qui avaient des tubes d'une longueur considérable.

Nous pensons que ce parallèlisme ne peut pas être exclusivement l'oeuvre du hasard, les spores soigneusement traitées excluant cette possibilité.

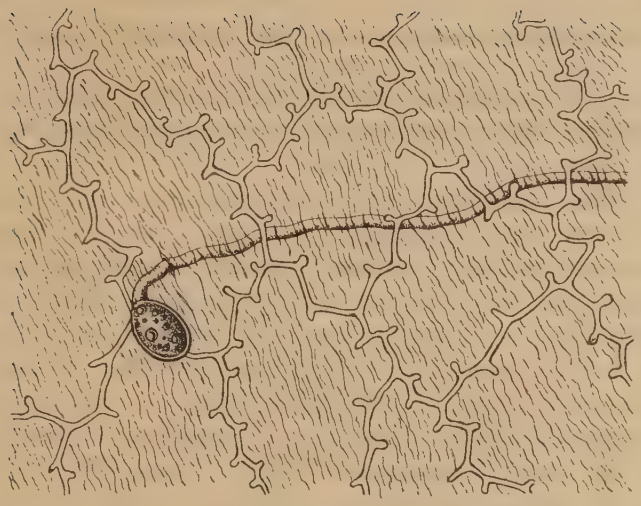


Fig. 3.

Pénétration de la spore du Botrytis cinerea dans le pétale de la fleur du merisier, dans des gouttes d'une bouillie bordelaise à 3% (en 3 jours). Zeiss : ocul IV. object. E. Grossiss. de 680.

Fig. 4.

Pénétration des spores du Coniothyrium Diplodiella dans le pétale de la fleur du merisier. Les spores mélangées à une bouillie bordelaise à 3% et distribuées par gouttes sur le pétale ont germé et ont pénétré en 3 jours ; *b* endroits de pénétration, autour d'eux la membrane est jaune. Dans le pétale on voit de fortes tubes. Zeiss : ocul II. object. E. Grossiss. de 380.

30. Est-ce que les spores qui se trouvent dans de la bouillie bordelaise peuvent pénétrer dans la plante ?

Au point de vue pratique il importe beaucoup de savoir si les spores traitées avec la bouillie bordelaise peuvent pénétrer dans la plante ?

1. Nous avons employé des baies cueillies, parce qu'alors nous n'avions pas de grappes sur pied. Avant de commencer l'expérience nous avons constaté au microscope que la surface de la baie était intacte et qu'elle n'était pas attaquée par des champignons. Nous avons lavé les baies avec une solution de sublimé à 0·1%, puis elles ont été trempées dans de l'eau stérilisée pendant $^1/_2$ heure. Ensuite, après les avoir séchées avec du papier buvard stérilisé, nous avons placé sur l'épiderme une goutte de bouillie bordelaise à 3%, à laquelle nous avions mélangé les spores mûres (70 à 80) et nous avons gardé la baie sous une cloche humide pendant 3 jours à une température de 17°—19°. Au bout de ce temps nous avons enlevé la goutte de bouillie et puis nous avons examiné l'épiderme au microscope.

Le résultat a été frappant, parce que nous avons trouvé un grand nombre de pénétrations dans les parois jaunies radiales des cellules de l'épiderme et nous avons pu voir clairement les tubes germinatifs pénétrant dans les cellules. Le plasme des cellules s'est retiré des parois, autour des noyaux il y avait de léucoplastes. (Fig. 2.)

2. En traitant pareillement les pellicules, la pénétration s'est accomplie au bout de 3 jours, les tubes pénétrés se sont richement ramifiés et la formation des houppes a aussi commencé; sur la feuille de vigne la pénétration s'est aussi accomplie.

3. En répétant la même expérience sur des pétales de la fleur du merisier nous avons pu très bien observer la pénétration des tubes au bout de 3 jours, et même la spore se trouvait au bout extérieur du tube extrêmement allongé. (Fig. 3.)

4. Les spores du Coniothyrium Diplodiella nous donnent les mêmes résultats, puisque au bout de 3 jours les tubes germinatifs ont pénétré dans la pellicule de la baie, dans la feuille de vigne aussi bien que dans les pétales de la fleur du

merisier, et dans ces dernières elles ont développé un mycèle richement ramifié. (Fig. 4.)

Conclusion. Il résulte de ces expériences qu'une partie, au moins, des spores du Botrytis cinerea et du Coniothyrium Diplodiella peuvent germer dans la bouillie bordelaise à 3% et qu'elles peuvent pénétrer, quoique d'une manière saprophytique, dans la plante où elles continuent leur développement.

Ces observations jettent une nouvelle lumière sur les champignons pathogènes en question.

VII[e] CHAPITRE.

Expériences avec la bouillie bordelaise enlevée après la pulvérisation (desséchement).

31. Expériences de germination et de destruction, avec de la bouillie bordelaise sulfatée, et délayée après le desséchement dans de l'eau.

La bouillie bordelaise pulvérisée adhère à la surface de la plante et se sèche sur la cuticule en formant de petites taches, dont la croûte mince se fendille et se détache en partie de la plante, et l'autre partie est enlevée par la rosée ou la pluie. D'après les plus récentes recherches[1] la cuticule ne fixe pas le cuivre, même après un contact prolongé avec la bouillie bordelaise. Ainsi ce n'est que la bouillie bordelaise restée sur la surface de la plante dont il faut tenir compte.

La question est donc de savoir si les précipités atmosphériques ne forment pas avec la bouillie bordelaise pulvérisée et séchée, des solutions nuisibles au développement des spores. Il s'agit donc de savoir si la bouillie bordelaise délayée par la rosée, la pluie etc. peut avoir une action préventive contre le Botrytis, et si cette action existe, de savoir quelle est sa durée, à compter du jour de la pulvérisation.

[1] Bouygues H. La cuticule fixe-t-elle les sels de cuivre? Procès verbaux de la Société Linnéenne de Bordeaux. Séance du 4. février, 1903.

Pour résoudre cette question nous avons fait des expériences, d'une part avec de la bouillie bordelaise pulvérisée sur les feuilles de la plante, puis enlevée après desséchement par pulvérisation d'eau; d'autre part avec de la bouillie bordelaise à 1% et à 3% pulvérisée sur des plaques de verre, et puis avec la bouillie bordelaise de CAZENEUVE N° I. Cette bouillie de CAZENEUVE est connue par son adhérence particulière, qualité qui lui a valu sa réputation.

La composition de la bouillie de CAZENEUVE[1] est la suivante:

I. Blanc d'oeuf desséché --- ---	100 g.
Sulfate de cuivre--- --- ---	2 kg.
Chaux vive --- --- --- ---	1 kg.
Eau --- --- --- --- ---	100 litres.

Pour la bouillie N° II. on prend au lieu du blanc d'oeuf 100 g. de sang de boeuf desséché.

Expériences. Nous avons pulvérisé sur des plaques de verre de la bouillie bordelaise à 3% et de la bouillie de CAZENEUVE à 2%. Au bout de quelques jours nous avons lavé les deux groupes de plaques avec un peu d'eau (imitation de la pluie) et nous nous sommes servis de ces solutions pour nos expériences.

a) *Germination sous une cloche humide:* sur des porte-objets compteurs:

1%—2% des spores ont germé dans la bouillie à 3%, lavée au bout de 3 jours; longueur des germes 20—40 μ.

4%—5% des spores ont germé dans la bouillie à 3%, lavée au bout de 8 jours; longueur des germes 20 - 25 μ.

50% des spores ont germé dans la bouillie de CAZENEUVE à 2%, lavée après 3 jours; longueur des germes 20—25 μ.

2%—3% ont germé dans la bouillie de Cazeneuve à 2%, lavée après 25 jours; longueur des germes 20—25 μ.

b) *Destruction des spores:* Les spores sont *restées pendant* 24 heures dans le liquide d'expérience; après 24 heures nous avons dilué le liquide avec du moût et nous l'avons réparti sur des porte-objets compteurs.

[1] CAZENEUVE. La bouillie bordelaise albumineuse. Revue de Viticulture. IX. 1899. p. 279.

Sur les spores traitées par la bouillie bordelaise à 3%, lavée au bout de la 3e journée 50 à 60% ont germé dans du moût ;

après un traitement par la bouillie bordelaise à 3%, lavée au bout de la 7e journée 60 à 70% des spores ont germé dans du moût;

après un traitement par la bouillie bordelaise à 3% et lavée au bout de la 8e journée 90 à 95% des spores ont germé dans du moût;

après un traitement par la bouillie Cazeneuve à 2%, lavée au bout de la 3e journée 98 à 99% des spores ont germé dans du moût ;

après un traitement par la bouillie Cazeneuve à 2% et lavée le 25e jour 98 à 99% des spores ont germé dans du moût.

De ces expériences on peut tirer des conclusions fort suggestives, surtout sur la durée de l'action destructive de la bouillie bordelaise.

La bouillie bordelaise est d'autant plus carbonisée qu'elle est lavée plus tard; ainsi la solution obtenue au bout de 3 jours tuera 40 à 50% des spores (50 à 60% ont germé), la solution de 7 jours 30 à 40% et la solution obtenue au bout de 8 jours seulement 5 à 10% (90 à 95% ont germé). *Au bout de 8 jours la bouillie bordelaise est donc tellement carbonisée que la solution qu'on obtient par ablution n'a presque plus d'effet destructif sur les spores en question.*

Les spores qui n'ont pas été détruites ont développé dans le moût un mycélium touffu.

La bouillie de Cazeneuve N° I. contenant de l'albumine d'oeuf colle fortement au verre. Pendant l'ablution, l'eau ne dissout presque pas de cuivre, la solution n'a pas d'action destructive et les spores restées pendant 24 heures dans cette solution germent toutes.

La solution contenant de l'albumine peut, lorsqu'elle est fraîche, former un excellent milieu nutritif, on comprendra que 50% des spores aient ainsi germé dans la solution obtenue au bout de 3 jours. Mais dans la solution faite au bout de 25 jours 2 à 3% des spores germent seuls, parce que l'albumine a complètement séché sur le verre, l'eau ne la dissout pas, et ainsi les spores n'ont plus de nourriture.

Conclusions.

Ces expériences nous ont montré:

1° Que l'effet destructif des solutions (contre les spores du Botrytis), résultant de l'action de la rosée et de la pluie sur la bouillie bordelaise, *s'affaiblit progressivement et se perd au bout de 8 jours.*

Ainsi la pluie ruisselant de la plante traitée 8 jours auparavant ne tue pas les spores du Botrytis qu'elle rencontre et ces spores peuvent se développer si elles arrivent sur des baies endommagées, ou si elles se mêlent au jus doux de grains.

2° Il s'est montré que les solutions de la bouillie de Cazeneuve ne tuent point les spores de Botrytis et même 50% des spores peuvent germer dans la solution obtenue d'une bouillie desséchée depuis 3 jours.

32. Expériences pour tuer les spores de Botrytis avec de la bouillie bordelaise desséchée en masse et délayée à nouveau avec de l'eau.

Pour compléter nos expériences nous avons déterminé quel est *l'effet de la bouillie bordelaise desséchée en masse et delayée à nouveau avec de l'eau.*

Nous avons laissé se dessécher la bouillie bordelaise à 1, 3 et 6%, et après 10 jours nous avons fait de cette poudre desséchée des bouillies à 1%, 3% et 6%. Les spores ont été placées dans ces bouillies pour 24 heures et puis on les a fait germer dans du moût (sur des porte-objets compteurs).

Au bout de 24 heures:

40—50% des spores traitées avec la bouillie à 1% ont germé
20—25% « « « « « « à 3% « «
20% « « « « « « à 6% « «

Les spores traitées avec la bouillie à 1% ont développé au bout d'une journée un mycélium touffu à houppes. Les tubes germinatifs des spores traitées avec la bouillie à 3% se sont ramifiés au bout de 2 jours, mycélium faible pas des houppes. Les spores traitées avec la bouillie à 6% ont poussé des tubes

richement ramifiés, après deux jours pas de houppes. L'on peut constater ainsi l'effet ralentissant sur le développement des bouillies plus concentrées (3%, 6%).

Conclusions.

Ces expériences nous montrent:

1° Que l'effet toxique de la bouillie bordelaise obtenue par le délayage d'une bouillie bordelaise desséchée rapidement en masse (sans pulvérisation) est encore assez considérable. La cause en est la croûte qui se forme lors du desséchement rapide et qui empêche l'altération.

2° Que l'effet physiologique de ces bouillies n'est pas proportionel à leur concentration, parce que nous avons obtenu les mêmes résultats avec les bouillies à 3% et à 6%.

On ne peut pas identifier les résultats que nous venons de discuter avec les résultats obtenus par la bouillie bordelaise délayée par la rosée. Parce que lorsque nous avons imité la rosée nous avons d'abord desséché les spores avec la bouillie et puis nous les avons encore conservées à sec pendant un certain temps. *Ici, au contraire, nous avons fait germer des spores fraîches directement dans la bouillie secondaire obtenue de la poudre de la bouillie desséchée.* L'effet du desséchement, qui est assez considérable, a donc été éliminé.

VIIIe CHAPITRE.

Action des composants de la bouillie bordelaise.

Pour nous faire une idée générale de l'action de la bouillie bordelaise il fallait examiner ses composants chacun à part. Cette série d'expériences est encore complêtée par l'examen comparatif de la bouillie bordelaise filtrée et de la bouillie parfaitement neutre. Ces expériences, dont nous ne donnons maintenant qu'un court résumé, ont été faites dans le courant de l'année 1904 et étaient terminées depuis longtemps lorsque les travaux de RUHLAND nous sont parvenus. Ici nous ne pouvons

pas nous occuper des questions discutées par lui, nous faisons seulement observer que l'influence des conditions atmosphériques sur la bouillie bordelaise, le rôle de la chaux etc. feront encore l'objet de recherches ultérieures.

Maintenant nous ne rendons compte que des premières recherches d'orientation.

33. Germination et destruction des spores de Botrytis dans une solution de sulfate de cuivre pure.

a) *Germination.* Les spores mûres de Botrytis ont été placées sur des porte-objets dans une solution de sulfate de cuivre à 3%.

Pendant 5 jours aucune des spores n'a germé dans le sulfate de cuivre.

b) *Destruction.* Les spores mûres sont restées 1 heure dans une solution de $CuSO_4$ à 2%, puis le liquide a été dilué avec 10 fois son volume de moût et distribué par gouttes sur les porte-objets compteurs.

En 24 heures 90% des spores ont germé. Longueur des tubes 50—60 μ.

En 48 heures 95% des spores ont germé. Mycélium épais.
« 72 « 95% « « « « avec des houppes.
« 96 « 95% « « « « « « « «

Ces résultats nous montrent que, quoique le sulfate de cuivre soit impropre à la culture, néanmoins une très faible proportion seule des spores (5%) est détruite par une action d'une heure; par conséquent l'action d'une solution à 2% pendant 1 heure n'a point d'utilité pratique.

34. Spores de Botrytis dans de l'hydrate de cuivre ($Cu[OH]_2$).

L'hydrate de cuivre fut obtenu par la précipitation d'une solution de sulfate de cuivre avec de la soude caustique. Le précipité lavé, il fut mélangé à une quantité d'eau suffisante

pour que la teneur en cuivre du liquide égalât celle d'une bouillie bordelaise à 1%.

a) *Pour la germination* nous avons traité (sur des porte-objets) les spores par le mélange d'hydrate de cuivre et d'eau et nous avons observé la germination toutes les 24 heures; à la fin de la période d'observation la partie insoluble a été dissoute dans de l'acide chlorhydrique, pour l'observation au microscope. Résultats:

Au bout de 1 à 4 jours pas de germination.

Ainsi dans le mélange d'hydrate de cuivre et d'eau les spores n'ont pas germé, mais nous allons démontrer que toutes n'ont pas été détruites.

b) *Destruction des spores.* Les spores sont restées 24 heures dans le mélange d'hydrate de cuivre (dans des flacons de Freudenreich), puis on a fait dissoudre l'hydrate de cuivre dans dix fois son volume de moût auquel on a ajouté de l'acide tartrique à 1%.

Au bout de 24 heures: 60 à 70% des spores ont germé.

Ainsi 60 à 70% des spores traitées pendant 24 heures avec le mélange d'hydrate de cuivre restent donc en vie et conservent leur faculté de développement.

35. Germination et destruction des spores de Botrytis dans du lait de chaux.

Nous avons préparé plusieurs laits de chaux, dont l'alcalité correspondait à celle de la bouillie bordelaise supposée, c'est à dire nous avons déduit de la quantité totale de la chaux la quantité nécessaire à la neutralisation du cuivre; ainsi

le lait de chaux à 0·23% correspond à une bouillie à 0·3%,
« « « « « 0·387% « « « « 0·5%,
« « « « « 0·775% « « « « 1%.

a) *Germination.* Les spores mélangées au lait de chaux (sur des porte-objets) furent placées sous une cloche humide:

au bout de 24 heures 18% des spores ont germé dans du lait de chaux à 0·23%,

au bout de 24 heures 8% des spores ont germé dans du lait de chaux à 0·387%,

au bout de 24 heures 3% des spores ont germé dans du lait de chaux à 0·775%,

au bout de 48 heures 25% des spores ont germé dans du lait de chaux à 0·23%,

au bout de 48 heures 15% des spores ont germé dans du lait de chaux à 0·387%,

au bout de 48 heures 5% des spores ont germé dans du lait de chaux à 0·775%.

Au bout de 72 heures, il n'y avait plus de changement, le résultat est le même.

Le lait de chaux absorbe rapidement l'acide carbonique et ainsi son action est peu durable. Les tubes germinatifs atteignent la longueur de 60 à 90 μ, et alors leur développement s'arrête. (Fig. 5.)

b) *Destruction des spores.* Les spores sont restées 24 heures dans le lait de chaux (sur des porte-objets sous une cloche humide), au bout des 24 heures nous avons enlevé les gouttes avec du moût acidulé, et après les avoir diluées avec du moût, nous les avons de nouveau distribuées sur des porte-objets;

60% des spores traitées avec du lait de chaux à 0·23% ont germé,

40—50% des spores traitées avec du lait de chaux à 0·387% ont germé,

30% des spores traitées avec du lait de chaux à 0·775% ont germé.

La chaux absorbant vivement l'acide carbonique (sur les porte-objets) et son action étant de très courte durée, nous avons versé, dans une autre série d'expériences, le lait de chaux mélangé aux spores *dans des flacons de Freudenreich bien bouchés;* au bout de 24 heures nous avons dissous et dilué le tout dans du moût auquel on a ajouté de l'acide tartrique. Dans le moût acidulé aucune des spores traitées n'a germé. Résultats:

Le lait de chaux, dont la carbonisation est empêchée (correspondant à des bouillies bordelaises à 0·3%, 0·5% et 1%) *arrête en 24 heures totalement la germination des spores.*

Fig. 5.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans du lait de chaux, sur des porte-objets. 1—5. pendant un jour dans du lait de chaux à 0·23%, 6—9. pendant un jour dans du lait de chaux à 0·387%. 10—12. pendant un jour dans du lait de chaux à 0·775%. Zeiss: ocul. III. object. E. Grossiss. de 495. réduit de $^{9}/_{10}$.

36. Germination des spores dans de la bouillie bordelaise filtrée.

Nous avons filtré la bouillie bordelaise à 3%, on n'a trouvé du cuivre qu'en traces dans ce liquide.

Les spores mûres, couleur brune, d'une culture de 3 semaines, furent placées dans une goutte suspendue en chambre humide (diamètre 2·5 cm.). La lamelle couvre-objet, fixée avec de la vaseline était divisée en petits carrés de 4 mm. de côté et numérotés.

Le 1er jour la goutte de bouillie est assez claire, les particules solides descendent dans le fond de la goutte. Les spores sur le couvre-objet germent faiblement. En moyenne 36%. (Fig. $6_{.1}$.)

Le 2e jour la goutte est troublée par un précipité granulé ($CaCO_3$), surtout sur la périphérie de la goutte. Autour des spores le liquide demeure clair (Fig. $6_{.2}$). Les tubes poussés ont doublé de longueur, de nouveaux tubes ont aussi poussé. Le précipité se dépose tellement sur quelques groupes formés de 10 à 20 spores que les tubes seuls ressortent de cette croûte formée de corps ronds mi-cristallins. En moyenne 44%.

La vaseline pénètre dans quelques gouttes, mais elle n'empêche pas la germination. Lors de la germination les spores gonflent, leur couleur devient plus claire et on aperçoit des granules dans leur centre. Le plasme des tubes est homogène, à peine granulé et l'on peut voir ci et là des formations ressemblant à des noyaux.

La germination dans la bouillie bordelaise filtrée commence donc au bout de la première journée, les tubes continuent à se développer et ils s'articulent en partie la deuxième journée, pendant que de nouvelles spores germent aussi.

Les spores isolées peuvent aussi bien germer que celles réunies en groupes de 8 à 10 ou à 15. Au fur et à mesure que ces dernières germent les spores s'éloignent les unes des autres.

3e à 5e journée: la croissance continue, quelques tubes s'articulent.

6e journée: les anciens tubes se développent fortement, le tubes nouvellement poussés se développent moins et la précipi-

tation s'accentue. Le fond de la goutte est plein d'un précipité de corps ronds, dentelés, presque toutes les spores ont germé et les tubes sont devenus très forts. (Fig. 6_7.)

Fig. 6.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de la bouillie bordelaise à 3%, filtrée et fraichement préparée. 1. germination le 1er jour. 2. le même, la précipitation granulée commence le deuxième jour. 3. ils se déposent de petites globules sur les spores germées. 4—6. développement successif du même groupe de spores au bout de 2, 3, 6 jours. 7. spores germées tombées au fond de la goutte suspendue, le 6e jour. Entre les spores on voit globules à bord dentelé, qui se sont déposées de la bouillie filtrée. Zeiss: ocul. I. object. C. Grossiss. de 100.

Conclusions.

Ces expériences nous ont montré:

1e Que la germination des spores mûres du Botrytis dans la bouillie bordelaise à 3% filtrée peut devenir très considérable, et que les combinaisons de cuivre et de chaux, se précipitant plus

tard sous la forme de corps ronds, dentelés, n'empêchent pas la germination, même s'ils se déposent sur les spores.

2e Que pendant 6 jours de nouvelles spores germent, leurs tubes croissent lentement, et les tubes des spores germées le premier jour se développent le mieux.

3e Que le 6e jour le fond de la goutte suspendue est plein de spores germées, *la plus grande partie des spores a donc germé.*

37. Germination et destruction des spores dans une bouillie bordelaise neutre à 3%.

a) *Germination.* Les spores mûres furent placées dans des gouttes de bouillie bordelaise neutre à 3% (sur des porte-objets). Au bout d'un certain temps les gouttes furent dissoutes dans de l'acide chlorhydrique (pour dissoudre les parties solides empêchant l'observation).

Au bout de 1 à 4 jours, pas de germination.

b) *Destruction des spores.* Nous avons placé les spores pour 24 heures dans de la bouillie bordelaise neutre à 3% (dans des flacons de Freudenreich), puis nous avons dilué le liquide avec 15 fois son volume de moût à l'acide tartrique à 1% et distribué les spores sur des porte-objets. Les résultats sont les suivants :

Au bout de	24	heures	60%	des spores ont germé.
«	48	«	65%	«
«	72	«	65%	«

Le pourcentage de la germination est ici beaucoup plus élevé que celui observé après le traitement avec la bouillie ordinaire (alcalique), lorsque, après une action de 24 heures de la bouillie bordelaise à 3%, seulement 33 à 35% des spores ont germé, tandis que dans la bouillie neutralisée 60%, c'est-à-dire 27 à 25% de plus conservent leur capacité de germination. *Ces différences rendent nécessaire l'étude de l'action de la chaux,* mais à elle seule cette expérience est déjà suggestive parce qu'elle nous fait voir la différence existant entre les pouvoirs destructifs des *bouillies bordelaises contenant de la chaux à l'excès et celle entièrement neutralisée.*

IX^{e} CHAPITRE.

Les nouveaux moyens de traitement contre le Botrytis et le Coniothyrium.

38. Expériences de poudrage.

Nous avons saupoudré avec les moyens ci-dessous énumérés des grappes envahies par le Botrytis ou bien à l'état sec ou à l'état humide. C'est-à-dire nous les avons pulvérisées avec de l'eau ou avec une solution de bisulfite de chaux avant de les saupoudrer. Nous avons employé dans les expériences 1 à 4 : 10% de bisulfite de soude + 90% de sulfite de chaux, dans les expériences 5 à 8 : 20% de bisulfite de soude et 80% de sulfite de chaux, dans les expériences 9 à 12 : 30% de bisulfite de soude + 70% de sulfite de chaux et dans les expériences 13 à 16 : 20% de bisulfite de soude + 40% de sulfite de chaux + 40% de sulfite de magnésie.

Pour établir les résultats nous avons lavé les baies avec de l'eau au bout de la cinquième journée, puis nous les avons placées dans des flacons de Freudenreich remplis de moût; nous avons employé 10 baies de chaque expérience dans autant de flacons.

Les résultats obtenus sont réunis dans le tableau suivant:

N° d'ordre	Composition de la poudre	Pulvérisation avant le poudrage	Développement	
			1 jour	2 jours
1.	90% $CaSO_3$ + 10% $NaHSO_3$		—	1 petits flocons
2.	«	avec de l'eau	—	2 petits flocons
3.	«	bisulfite de chaux, solution de 1%	1 petits flocons	1 petits flocons
4.	«	bisulfite de chaux, solution de 2%	—	—
5.	80% $CaSO_3$ + 20% $NaHSO_3$		—	—
6.	«	avec de l'eau	—	—
7.	«	bisulfite de chaux, solution de 1%	—	—
8.	«	bisulfite de chaux, solution de 2%	—	—
9.	70% $CaSO_3$ + 30% $NaHSO_3$		—	—
10.	«	avec de l'eau	—	—
11.	«	bisulfite de chaux, solution de 1%	—	—
12.	«	bisulfite de chaux, solution de 2%	—	—
13.	40% $CaSO_3$ + 40% $MgSO_3$ + 20% $NaHSO_3$		—	—
14.	«	avec de l'eau	—	—
15.	«	bisulfite de chaux, solution de 1%	—	—
16.	«	bisulfite de chaux, solution de 2%	—	—

dans du moût à 25 C°			Développement ult.	Développement total	
3 jours	4 jours	5 jours		flacons	%
1 petits flocons	1 petits flocons	1 petits flocons (ne se développ. plus)	—	—	—
3 fermentent	3 fermentent	3 fermentent	—	—	—
1 petit flocon	1 petits flocons	1 petits flocons (ne se développ. plus)	—	—	—
—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	—	—
—	1 fermente	1 fermente	—	—	—
—	1 fermente 1 petits flocons	1 fermente 1 petits flocons ne se développent plus	—	—	—
—	1 fermente	1 fermente	—	—	—
1 petits flocons	1 petits flocons 1 grand flocon	1 grand flocon 1 développement	6 jours (dans 2 flacons)	2	20 %
1 petits flocons	1 petit flocon	1 grand flocon	6 jours (dans 1 flacon)	1	10 %
2 petits flocons	2 petits flocons	1 grand flocon 1 petit flocon (le dernier ne se développe plus)	6 jours (dans 1 flacon)	1	10 %
—	—	—	—	—	—
—	2 petits flocons	2 petits flocons dont un ne se développe plus	9 jours (dans 1 flacon)	1	10 %
—	—	—	—	—	—
—	1 petit flocon	1 petit flocon (ne se développ. plus)	—	—	—
—	—	—	—	—	—

Pour établir les résultats nous avons donc observé le développement dans 160 flacons. Le premier jour nous avons observé du développement dans un flacon, le deuxième jour dans 4 flacons et le troisième jour dans 6 flacons en tout. *Sur les 160 flacons nous n'avons donc observé du développement que dans 5 flacons le cinquième jour.* Cela correspond à 97% de spores tuées. C'est le résultat dans du moût; dans de l'eau il aurait germé encore moins de spores.

On peut supposer qu'en lavant les grappes on éloignait les spores mûres, fortes et que les spores mi-aoûtées seules sont parvenues dans le moût; nous avons fait les expériences suivantes pour déterminer cette cause d'erreurs.

39. Action du bisulfite de soude en poudre sur les spores de Botrytis (dans des milieux secs et humides).

Nous avons mélangé aux spores mûres, couleur brune, de Botrytis du bisulfite de soude en poudre et nous avons conservé ce mélange (en doses de la grosseur d'une lentille sur des porte-objets) en partie sous une cloche humide et en partie sous une cloche sèche pendant 24 heures, puis nous y avons ajouté du moût (50 fois son volume) et nous les avons gardées sous une cloche humide pour observer le développement.

a) *après une action de 24 heures dans un milieu sec*	b) *après une action de 24 heures dans un milieu humide*
la germination dans du moût a été la suivante:	
Au bout de 24—72 heures les spores n'avaient pas germé.	Au bout de 24—72 heures les spores n'avaient pas germé.

Dans ces expériences les spores étaient à sec lorsque nous les avons saupoudrées et la durée de l'action n'a été que de 24 heures. Dans une série les spores étaient sous une cloche humide, mais cela n'est pas d'importance vu les résultats de l'expérience de l'autre série. La condition essentielle de l'efficacité c'est le mélange aussi intime que possible des spores et du moyen.

Il se dégage aussi de l'acide sulfureux lorsque nous ensemençons dans du moût les spores mélangées à du bisulfite de soude. Cela mérite d'être pris en considération pour l'emploi du bisulfite de soude dans la pratique. Nous considérons ce moyen signalé par nous comme accumulateur d'acide sulfureux, dont l'acide se dégage notamment sous l'action de l'humidité.

Pour démontrer que les spores peuvent être détruites rien que par le saupoudrage, nous avons modifié le procédé de telle sorte, qu'il ne pouvait presque point parvenir de bisulfite de soude dans le moût. Nous avons fait dans ce but des expériences avec:

40. Des cultures de gélatine saupoudrées.

Nous avons saupoudré la culture sur gélatine avec du bisulfite de soude et nous avons conservé les fragments de la culture pendant 24 heures sous des cloches humides et sèches. Pendant ce temps le bisulfite de soude s'est aggloméré en une croûte qu'on pouvait enlever de la culture. Nous avons ensemencé les fragments de culture ainsi nettoyés dans du moût où l'on pouvait très bien reconnaître au microscope le grand nombre des spores mûres.

Après une action sèche de 24 heures	*Après une action humide de 24 heures*
dans du moût:	
au bout de 24—72 heures les spores n'avaient pas germé.	au bout de 24—72 heures les spores n'avaient pas germé.

Dans ces expériences il n'a pu parvenir dans le moût que fort peu de bisulfite de soude et l'on ne pouvait pas observer un dégagement d'acide sulfureux, et ainsi les spores du Botrytis furent tuées par l'action de 24 heures du bisulfite de soude en poudre.

Au point de vue pratique il est indifférent que les spores soient détruites avant ou bien lorsqu'elle entrent en contact avec l'humidité ou avec le jus des baies.

41. Combien d'acide sulfureux se dégage-t-il du bisulfite de soude ?

C'est inutile de discuter l'importance pratique de cette question. Ayant observé l'action destructive du bisulfite de soude en poudre la question se pose d'elle-même, combien d'acide sulfureux il se dégage c'est-à-dire quelle est la durée de l'efficacité de ce moyen. Pour cela nous avons dosé la teneur en acide sulfureux du bisulfite de soude. Puis nous avons saupoudré des plaques de verre avec du bisulfite de soude et nous les avons exposées à l'action de l'air. Nous ne les avons rentrées dans la chambre que par un temps pluvieux. Au bout d'un certain temps nous avons recueilli une partie de cette poudre et nous en avons fait doser la teneur en acide sulfureux par le titrage avec une solution décime normale d'hypermanganate de potasse.

Teneur en acide sulfureux du bisulfite de soude:

Calculé de la formule $NaHSO_3$ 61·5%

$NaHSO_3$ pris du tonneau 55·6%

«	resté à l'air	½	heure	54·4%	La perte est donc de					1·2% SO_2
«	«	«	1	«	52·0%	«	«	«	«	«	3·6% SO_2
«	«	«	3	heures	51·6%	«	«	«	«	«	4·0% SO_2
«	«	«	1	jour	48·8%	«	«	«	«	«	6·8% SO_2
«	«	«	2	jours	47·6%	«	«	«	«	«	8·0% SO_2
«	«	«	3	«	42·6%	«	«	«	«	«	13·0% SO_2
«	«	«	5	«	35·2%	«	«	«	«	«	20·4% SO_2
«	«	«	8	«	27·6%	«	«	«	«	«	28·0% SO_2
«	«	«	12	«	26·0%	«	«	«	«	«	29·6% SO_2
«	«	«	17	«	10·4%	«	«	«	«	«	45·2% SO_2

le tableau nous montre donc que par un temps sec le bisulfite de soude dégage le premier jour en moyenne 7% de son acide sulfureux, puis qu'au bout de 8 jours il a encore conservé la moitié de sa teneur, et qu'après 17 jours il en contient encore 10%.

Le bisulfite de soude est donc un moyen propre à la restriction des maladies cryptogamiques, en dégageant pendant les premiers trois jours 13% d'acide sulfureux et puisque, pendant une durée même de 17 jours, il ne perd pas complètement son acide sulfureux, ainsi grâce à son action durable il peut être

un excellent moyen préventif, même par un temps sec. Mais s'il y a une rosée abondante, son action toxique sur les spores devient encore plus rapide.

Ni la température ni la lumière n'ont aucune influence sensible sur le dégagement de l'acide sulfureux, ce qui est un avantage remarquable et qui assure son action même par un temps humide et couvert.

42. Expériences pour tuer les spores de Botrytis avec du bisulfite de chaux en solution.

Nous avons placé les spores mûres, brunes, dans une solution de bisulfite de chaux à 0·25% et au bout de $^1/_4$, $^1/_2$ et 1 heure nous avons dilué le liquide avec 20 fois son volume de moût [le mélange contenait alors $\frac{0{\cdot}25}{20} = 0{\cdot}0125\%$ de $Ca(HSO_3)_2$] et, l'ayant distribué sur des porte-objets, nous avons examiné la vitalité des spores.

Sur les spores traitées pendant $^1/_4$ heure 15% ont germé.
« « « « « $^1/_2$ « 15% « «
« « « « « 1 « 12% « «

Pour démontrer *que le moyen étendu n'empêche pas la germination des spores restées en vie* nous avons dilué avec du moût, dans l'expérience de contrôle, la même quantité d'une solution de bisulfite de chaux à 0·25% avec du moût et nous avons ensemencé les spores dans cette solution contenant 0·0125% de $Ca(HSO_3)_2$.

Au bout de 24 heures 90% des spores avaient germé.

43. Expériences pour tuer les spores de Botrytis avec une solution de bisulfite de soude.

Nous avons mélangé les spores mûres du Botrytis dans une solution de $NaHSO_3$ à 0·5%. Après une action de $^1/_4$, $^1/_2$ et 1 heure nous avons étendu le liquide avec 20 fois son volume de moût (ainsi le liquide contenait $\frac{0{\cdot}5}{20} = 0{\cdot}025\%$ de $NaHSO_3$). Puis nous l'avons distribué sur des porte-objets.

Sur les spores traitées pendant $^1/_4$ heure 20% ont germé.
« « « « « $^1/_2$ « 15% « «
« « « « « 1 « 14% « «

Pour démontrer que le moyen étendu n'empêche pas la germination des spores restées en vie, nous avons dilué avec du moût la même quantité de $NaHSO_3$ et nous avons ensemencé les spores dans cette solution contenant 0·025% de $NaHSO_3$.

Au bout de 24 heures 99% des spores ont germé.

44. Expériences de destruction avec des spores mélangées à de l'eau et puis desséchées.

Pour étudier l'action des bisulfites sur les spores desséchées nous avons fait l'expérience suivante: nous avons mélangé des spores avec de l'eau, puis nous les avons laissées se dessécher sur des porte-objets. Aussitôt après le desséchement nous y avons ajouté le moyen de traitement. Après une action de $^1/_4$ à $^1/_2$ heure nous avons étendu le moyen avec 30-fois son volume de moût et nous l'avons distribué sur des porte-objets.

Aucune des spores desséchées et traitées pendant $^1/_4$ à $^1/_2$ heure avec du bisulfite de chaux à 0·5% ou du bisulfite de soude à 1%, n'avait germé.

Comme contre-épreuve nous avons étendu les moyens avec autant de moût que ci-dessus et nous y avons ensemencé des spores non desséchées provenant de la même culture; 99% des spores y ont germé. Les moyens étendus n'ont donc pas empêché la germination.

45. Action d'un mélange de bisulfite de soude et d'argile sur les spores de Botrytis.

Il résulte de ces expériences qu'il est inutile d'employer plus de 10 à 20% de bisulfite de soude pour la destruction des spores du Botrytis. Pour déterminer quelle est la matière neutre qu'on pourrait y mélanger avantageusement nous avons fait de nombreuses expériences. Il fallait surtout prendre en considéra-

tion le prix qui ne doit pas être élevé. La matière* qui convient le mieux c'est l'argile exempte de chaux. Nous avons moulu et tamisé les deux matières afin qu'elles soient d'égale finesse.

Nous avons saupoudré avec les moyens ci-dessous énumérés des cultures de Botrytis sur gélatine. Après une heure nous avons enlevé le moyen et nous avons distribué les spores dans des gouttes de moût sur des porte-objets placés sous une cloche humide. Sur les spores de la même culture ensemencées dans du moût (comme témoin) 99% ont germé, les spores étaient donc fortes.

Germination dans le moût, au bout de 24 heures. Moyen argile à 100%. Pourcent de germination 99%.

10% $NaHSO_3$ + 90% argile (au bout de 3 jours)	Pas de germination
10% $NaHSO_3$ + 90% $CaSO_3$ (« « « 3 «)	
50% $NaHSO_3$ + 50% $CaSO_3$ (« « « 3 «)	
100% $NaHSO_3$ (au bout de 3 jours)	

L'argile sèche n'a donc aucune action sur la vitalité des spores ; mélangée au bisulfite de soude elle n'en diminue pas la puissance. Le bisulfite de soude à 100% ne peut pas être employé sans endommager les parties vertes de la plante, tandis que les mélanges à 10 à 20% de bisulfite de soude (selon les cépages) n'endommagent pas le feuillage et forment avec l'argile un moyen très bon marché.

46. Expériences pour tuer les spores du Coniothyrium avec une solution de créoline.

Nous avons pulvérisé sur une grappe envahie par le rot livide une solution de créoline, recommandée par plusieurs auteurs. (Nous avons mélangé dans de l'eau selon la recette française 1% de créoline, 1% d'alun et 0·05% d'acide salicylique). La grappe traitée est restée 24 heures sous une cloche humide, puis nous avons placé 5 baies dans autant de flacons de moût et nous avons observé le développement des spores à une température de 25 C°.

* Il convient de rectifier une erreur qui s'est glissée dans mes «Recherches sur la vitalité des spores du Botrytis» publiées en langue magyare dans le Bulletin de l'Académie des Sciences Hongroise (Math. Természettud. Értesitő. A M. Tud. Akadémia III. oszt. folyóirata XXIII. 1905.) Le mot ciment s'y trouve au lieu du mot argile (p. 24 et 25).

Résultat :

1er jour	2e jour	3e jour	4e jour	8e à 10e jour	Résultat final
—	dans 3 flacons de petits et dans 2 flacons de grands flocons	dans 5 flacons de grands flocons	dans 5 flacons développement considérable	dans 5 flacons développement considérable	ce moyen n'a point de pouvoir destructif

47. Expériences pour tuer les spores de Coniothyrium par le poudrage (après 24 h., milieu humide).

1. Nous avons saupoudré des grappes attaquées par le rot livide avec les moyens ci-dessous mentionnés. Avant le traitement nous avons pulvérisé de l'eau sur quelques grappes. Les grappes sont restées 24 heures sous une cloche humide, puis nous avons lavé les baies et nous en avons placé 5—5 dans autant de flacons remplis de moût. Comme témoins nous avons aussi placé dans du moût quelques baies ravagées, mais non traitées. Les spores qui y étaient adhérées ont germé et se sont parfaitement développées.

N° d'ordre	Composition du moyen	Mode du traitement	Développement dans du moût à 25 C°					Destruction en %
			1 jour	2 jours	3 jours	4 jours	8 à 10 jours	
1.	100% $NaHSO_3$	à l'état humide	—	—	—	—	—	100%
2.	50% $NaHSO_3$ + 50% $CaSO_3$	«	—	—	—	—	—	100%
3.	le même	à sec	—	—	—	—	—	100%
4.	20% $NaHSO_3$ + 80% $MgSO_3$	«	—	—	1 petits flocons	1 grands flocons	2 développement fort, 1 grands flocons	40%
5.	le même	à l'état humide	—	—	—	—	—	100%
6.	10% $NaHSO_3$ + 90% $MgSO_3$	«	—	—	—	—	—	100%
7.	20% $NaHSO_3$ + 60% $CaSO_3$ + 20% $MgSO_3$	«	—	—	1 petits flocons	4 grands flocons	4 développement et membrane	20%

En moyenne nous avons obtenu 80% de destruction. La faible germination montre que quelques spores n'ont pas été atteintes par le moyen de défense.

2. Nous avons aussi examiné la vitalité des spores provenant du pycnide déchiré. Nous avons lavé les baies traitées (au bout de 24 heures) et nous avons recueilli des spores tombées du pycnide déchiré dans des gouttes de moût sur des porte-objets. Puis nous les avons placées sous une cloche humide et nous en avons observé la germination.

Résultat: Les spores provenant des baies traitées selon 1 à 7 n'ont pas germé.

48. Expériences de saupoudrage contre le rot livide (durée de 5 jours, dans le vignoble). (I.)

Nous avons saupoudré des grappes mi-aoûtées sur pied envahies par le rot livide dans les vignobles de Inárcs-Kakucs de M. Lajos de Tolnay conseiller ministériel. Une partie des grappes fut traitée avant le saupoudrage avec une solution de bisulfite de chaux à 1% ou à 2%. Pour constater l'action nous avons lavé les grappes traitées au bout de 5 jours et nous en avons fait des cultures sur porte-objets.

N° d'ordre	Composition du moyen	Mode du traitement	Germination dans du moût sous une cloche humide 1 jour 2 jours
1.	90% $CaSO_3$ + 10% $NaHSO_3$	—	en 24 à 48 h. à peu près 20% ont germé.
2.	le même	bisulfite de chaux (sol. à 1%)	en 24 à 48 h. à peu près 20 à 30% ont germé.
3.	le même	bisulfite de chaux (sol. à 2%)	en 24 à 48 h. à peu près 30% ont germé.
4.	80% $CaSO_3$ + 20% $NaHSO_3$	—	en 24 à 48 h. à peu près 30% ont germé.
5.	le même	bisulfite de chaux (sol. à 1%)	en 24 à 48 h. à peu près 30 à 40% ont germé.

N° d'ordre	Composition du moyen	Mode du traitement	Germination dans du moût sous une cloche humide 1 jour 2 jours
6.	70% $CaSO_3$ + 30% $NaHSO_3$	—	en 24 à 48 h. à peu près 40 à 50% ont germé.
7.	40% $CaSO_3$ + 40% $MgSO_3$ + 20% $NaHSO_3$	—	en 24 à 48 h. à peu près 30% ont germé.
8.	le même	bisulfite de chaux (sol. à 2%)	en 24 à 48 h. à peu près 30% ont germé.

En moyenne nous avons obtenu 32% de germination, c'est à dire 68% de spores tuées. Les causes de cette germination 32% sont:

1° l'imperfection du saupoudrage, puisqu'on ne peut pas poudrer toute la surface des baies,

2° l'enlèvement par l'eau d'une partie des spores se trouvant sur la surface.

Au point de vue de la pratique cette expérience nous montre que: après une action de 5 jours du moyen de traitement, même si après ce temps une forte pluie enlève complètement le moyen, on ne peut déjà compter que sur la germination de 32% des spores. C'est à dire $^2/_3$ des spores ont péri. La germination de ces 32% a été observée dans du moût; mais sur la surface de la baie, dans les eaux des précipités atmosphériques, les conditions ne sont jamais si favorables.

Dans ces expériences il n'a été question que d'un seul traitement et de courte durée, afin que les résultats ne soient pas altérés. Le poudrage répété et les rosées d'automne augmentent l'action du traitement, par l'accélération du dégagement de l'acide sulfureux.

Ce dont il faut tenir compte dans la pratique.

49. Poudrage et pulvérisation pour la destruction des spores du **Coniothyrium** (action de 48 heures, dans le vignoble). (II.)

Nous avons saupoudré avec les moyens ci-dessous énumérés des grappes complètement envahies par le rot livide, après les

avoir plongé dans de l'eau ou dans une solution (de 1% et de 2%) de bisulfite de chaux. Pour établir le degré de la destruction nous avons lavé la poudre au bout de 48 h. et nous avons mis les baies dans des flacons de Freudenreich contenant du moût (dans chaque expérience 10 baies dans 10 flacons). De l'autre partie des baies nous avons fait des cultures sur des porte-objets. Les spores prises sur les baies non traitées (témoins) ont fortement germé.

N° d'ordre	Composition du moyen	Les baies furent d'abord plongées dans:	Développement		
			1 jour	2 jours	3 jours
1.	90% $CaSO_3$ + $NaHSO_3$	—	—	7 petits flocons	7 petits flocons
2.	«	de l'eau	2 petits flocons	6 petits flocons	6 petits flocons 1 grands flocons
3.	«	du bisulf. de chaux (sol. 1%)	1 petits flocons	4 petits flocons	6 petits flocons 2 grands flocons
4.	«	du bisulf. de chaux (sol. 2%	4 petits flocons	7 petits flocons	3 petits flocons 6 grands flocons
5.	80% $CaSO_3$ + 20% $NaHSO_3$	—	—	5 petits flocons	4 petits flocons
6.	«	de l'eau	—	7 petits flocons	7 petits flocons
7.	«	du bisulf. de chaux (sol. 1%)	—	5 petits flocons	5 petits flocons
8.	«	du bisulf. de chaux (sol. 2%)	—	—	1 de très petits flocons
9.	70% $CaSO_3$ + 30% $NaHSO_3$	—	—	4 petits flocons	3 petits flocons 1 grands flocons
10.	«	de l'eau	—	4 petits flocons	5 petits flocons
11.	«	du bisulf. de chaux (sol. 1%)	1 petits flocons	2 petits flocons	4 petits flocons
12.	«	du bisulf. de chaux (sol. 2%)	—	1 petits flocons	2 petits flocons
13.	40% $CaSO_3$ + 40% $MgSO_3$ + 20% $NaHSO_3$	—	1 petits flocons	7 petits flocons	6 petits flocons
14.	«	de l'eau	—	2 petits flocons	5 petits flocons
15.	«	du bisulf. de chaux (sol. 1%)	—	3 petits flocons	5 petits flocons 1 grands flocons
16.	«	du bisulf. de chaux (sol. 2%)	—	1 petits flocons	2 petits flocons

dans du moût à 25 C°			Germination sur porte-objets		
4 jours	5 jours	Point de développement en:	1 jour	2 jours	3 jours
4 petits flocons 2 grands flocons	1 petits flocons 3 grands flocons	6	pas de germination	pas de germination	pas de germination
7 petits flocons 2 grands flocons	8 petits flocons 2 grands flocons	—	«	quelques spores ont germé	réseau mycélien
6 petits flocons 2 grands flocons	3 petits flocons 2 grands flocons 2 fort développ.	3	«	«	«
8 grands flocons	6 grands flocons	4	«	pas de germination	pas de germination
4 petits flocons 1 grands flocons	5 petits flocons 1 grands flocons	4	«	«	«
5 petits flocons 1 grands flocons	2 petits flocons 4 grands flocons	4	«	«	«
5 petits flocons	3 petits flocons 3 grands flocons	4	«	quelques spores ont germé	réseau mycélien
6 de très petits flocons	6 petits flocons	4	«	pas de germination	pas de germination
4 petits flocons 1 grands flocons	4 petits flocons 2 fort développ.	4	«	«	«
2 petits flocons 1 grands flocons	3 petits flocons 2 grands flocons	5	«	«	«
3 petits flocons 1 grands flocons	3 petits flocons 1 grands flocons	6	«	«	«
3 petits flocons	3 petits flocons 1 grands flocons	6	«	«	«
2 petits flocons 2 grands flocons	4 grands flocons	6	«	«	«
3 petits flocons	3 petits flocons	7	«	«	«
3 petits flocons 3 grands flocons	3 petits flocons 3 grands flocons	4	«	«	«
4 petits flocons	4 petits flocons	6	«	«	«

Cette expérience représente le traitement fait pour entraver la propagation de la maladie et a pour but de restreindre la vitalité des spores sur les grains infectés. Nous ne l'avons fait durer que 48 h. Il est évident que les cultures développées sur les baies en flacon ne peuvent pas servir de règle, *parce que quelques spores seules restées en vie suffisent à produire un mycélium dans un milieu nutritif tel que le moût.* En 48 h. le moyen ne peut pas atteindre toutes les spores cachées dans les pycnides (ce qui arrive sous la cloche humide déjà en 24 h.), même si le grain est entièrement saupoudré.

Il faut donc un certain temps pour l'imprégnation des baies traitées. Ce temps dépend de l'humidité de l'air et de la formation de la rosée. Avec plus d'humidité — mais pas pluie — il s'accomplit plus vite. Il ne faut pas oublier qu'on trouve sur les grains infectés un grand nombre de jeunes pycnides, situées sous la cuticule non encore déchirée et protégées par les tissus ainsi que par leur propre enveloppe.

Nous avons donc impartialement représenté le traitement du côté le plus défavorable.

Même ainsi on remarque que dans les cultures en flacon, le développement a baissé, et qu'après un traitement de 48 heures la destruction a été de 40 à 60%. Par contre sur les 16 échantillons répartis sur des porte-objets nous n'avons observé de germination qu'en deux cas (voir les N^{os} 2 et 7).

Cela prouve aussi que le traitement a détruit la plupart des spores des pycnides superficielles et que les spores des pycnides enfoncées, non encore ouvertes ou pas atteintes par le moyen ont seules germé. Ces pycnides ont été mouillées par le moût qui y a pénétré et les spores ont pu germer là même à leur endroit d'origine.

Le premier jour il n'y avait presque pas de développement dans les cultures en flacons, les petits flocons mycéliens ne se sont présentés que dans la seconde journée. Connaissant le temps de germination des spores du Coniothyrium (6 à 8 h. dans du moût à 25 C°) *il nous faut conclure à l'affaiblissement évident des spores superficielles restées éventuellement vivantes.*

50. Expériences de traitement faites contre le rot livide à Inárcs-Kakucs.

(Suite et Résumé).

Les expériences de traitement contre le rot livide ont été exécutées en automne de 1903 à Inárcs-Kakucs (près de Budapest). Mais, par malchance, nous n'avons eu connaissance de la maladie que lorsqu'elle avait fait de tels ravages que la plus grande partie des grappes était tombée malade.

Il ne pouvait être question que d'enrayer le mal. Mais le temps trop pluvieux a beaucoup empêché le traitement parce que souvent après une ou deux heures le moyen fut enlevé par la pluie. Nous ne pouvions non plus constater la récolte, pour la comparaison, parce qu' on a vendangé aussi les parcelles envahies avant la fin de l'expérience.

Pour établir la destruction des spores, nous avons mis dans des flacons remplis de moût les grains couverts de pycnides chacun à part. Ces expériences faites en douze séries avec 10 à 10 grains nous ont donné des résultats fort différents. Les données des tableaux dressés minutieusement nous renseignent sur la marche de la maladie.

J'en relève les suivants:

Dans la 1^{e} série nous avons placé dans autant de flacons 10 baies malades couvertes de pycnides. Cette parcelle avait été traitée 5 jours auparavant avec le mélange de 10% de bisulfite de soude et 90% de sulfite de chaux. Au cours du développement on a pu observer des mycéliums le 1^{e} et le 2^{e} jours dans 4 flacons, le 2^{e} et 3^{e} jours dans 2 flacons, le 5^{e} et le 6^{e} jours dans un seul flacon. Pycnides après 14 jours. On voit donc que les baies n'avaient pas été poudrées également. Sur 10 baies malades 6 ne présentaient pas de développement. Celles-ci ont été les mieux poudrées. Les spores qui s'y trouvaient ont toutes péri. Les 4 autres baies ont été moins bien poudrées. Mais il y avait une différence entre ces 4 baies, parce que sur deux le développement s'est arrêté: même sur les deux dernières l'effet du traitement n'est pas égal puisque le 5^{e} jour, du mycélium ne s'est développé que sur une baie, le 14^{e} jour il a produit des pycnides.

On ne pouvait pas établir le degré du poudrage sur les grappes en les recueillant à cause de la pluie persistante, ainsi on ne pouvait pas en choisir les mieux poudrées. Les spores prises sur les baies récoltées dans la parcelle témoin se sont toutes développées.

Les 120 cultures faites en 12 groupes de 10 flacons ont donné des résultats fort différents, selon la réussite du traitement, ce qui dépend en dehors du temps qu'il fait, de l'exécution du poudrage.

Puisque les pycnides du Coniothyrium poussent sur toute la surface de la baie, on comprend aisément qu' une partie de la surface des grains avec les pycnides soit toujours protégée pendant le poudrage, même lorsque la grappe est isolée autant que possible.

On peut dire que presque la moitié de la surface totale est ainsi protégée contre le poudrage.

Ainsi s'il s'agit des maladies qui intéressent *toute la surface du grain, comme p. ex. le black-rot, le rot-livide etc.* il s'ensuit que le moyen de traitement ne touche qu' une certaine partie de la surface, le plus souvent seulement la moitié. L'on peut obvier à cet inconvénient jusqu' à un certain degré par la répétition du traitement, en faisant administrer de nouveau des moyens afin que l'action destructive puisse atteindre même les parties mieux protégées. C'est très important surtout lorsqu' on veut combattre des maladies aux spores résistantes, produites dans des pycnides.

En considérant ces difficultés j'ai combiné le traitement par la pulvérisation pour hâter la destruction des spores, d'une part, et pour atteindre les spores abritées, d'autre part. Pour la pulvérisation nous avons employé provisoirement une solution de bisulfite de chaux (de 1 à 2%) suivie immédiatement par le poudrage. Mais pour l'avenir nous pensons essayer aussi d'autres combinaisons et des bouillies différentes.

Pour le contrôle biologique de ces expériences nous avons fait plusieurs centaines de cultures.

En comparant les résultats nous avons obtenu en moyenne 70% de destruction et 30% de germination. Mais je pense que nous avons dépassé cette moyenne dans la pratique, ce qui

est satisfaisant, vu qu'il s'agissait non pas de prévenir, mais de supprimer la maladie et que les expériences n'ont été faites qu'une seule fois.

Il est évident que par un traitement répété nous aurions obtenu un résultat encore plus favorable.

En 1904 le Coniothyrium ne s'est présenté — à cause de la grande sécheresse — que sporadiquement, ainsi l'on n'a pas pu poursuivre ces expériences.

Au point de vue de la pratique il est important de savoir ce que deviennent les spores qui n'ont pas été détruites par un seul traitement.

Le développement ultérieur de ces spores sera enrayé par l'action du moyen, ainsi les spores deviennent inaptes à la propagation de la maladie. Le bisulfite de soude en contact avec de l'eau ou avec du jus de fruits, dégage vite de l'acide sulfureux qui, dissous dans le liquide, affaiblit les spores. Mais l'acide sulfureux dégagé à l'état gazeux se répand aussi dans l'air et exerce une action à distance et c'est ainsi que, même les parties non atteintes directement par la poudre, participent à l'effet du traitement.

Par la répétition du traitement on peut toujours en augmenter l'effet. Les baies traitées en se rétrécissant facilitent l'imbibition de l'acide sulfureux dissous et l'effet toxique augmente par la répétition. Nous avons déjà signalé que les spores ont été tellement affaiblies par un simple traitement que, malgré le meilleur milieu nutritif, les pycnides ne se sont développées qu'entre le 18^{e} et le 20^{e} jour.

Mais sur les grappes traitées, les spores affaiblies ne germeront pas dans du moût pur, mais dans de la rosée ou dans le jus empoisonné des baies. Mes expériences ont prouvé qu'aucun de ces milieux n'est favorable au développement des spores.

Parmi les bisulfites, je me suis surtout occupé du bisulfite de soude. L'action physiologique de ces sels est le résultat de leur décomposition, c'est-à-dire de la production du gaz sulfureux.

Les bisulfites se transforment en sulfite normal en dégageant de l'acide sulfureux. Le dégagement de l'acide sulfureux

est graduel, d'une longue durée et ainsi son effet dure longtemps. Une partie de l'acide sulfureux se transforme par oxydation en acide sulfurique qui dégage du bisulfite de nouvelles quantités de gaz. En outre par l'action de l'acide carbonique (de l'air, etc.) le bisulfite se décompose aussi en acide sulfureux et en carbonate. Ainsi de la décomposition par la rosée du moyen contenant 10% de bisulfite de soude, qui s'est montré assez efficace contre les spores du Coniothyrium, il se forme un liquide, contenant 20% d'acide sulfurique, capable de tuer les champignons parasites.

Je mentionne encore que la poudre contenant 10% de bisulfite de soude (et 90% d'argile) s'est montrée très efficace contre l'Oïdium.

Je pense qu'après ces expériences faites avec tant de peines, ce moyen de traitement a un avenir et que son emploi seul, ou en combinaison avec des bouillies (traitement alternatif) est justifié, même contre les maladies les plus résistantes.

Xe CHAPITRE.

Développement des spores du Botrytis dans de la glycérine et dans des acides organiques.

Au cours de ces recherches microbiologiques sur le Botrytis, je désire encore signaler le développement des spores du Botrytis dans des solutions aqueuses de divers acides organiques et d'alcools (alcool éthilique, glycérine) en me bornant à ne mentionner que les formes s'écartant du développement ordinaire. Ces observations sont tellement intéressantes qu'il serait à désirer qu'on fît des recherches plus approfondies à ce sujet.

Dans ces expériences nous avons observé les spores dans des gouttes suspendues de liquides à concentrations diverses, en mettant dans la chambre humide le même liquide afin que la goutte suspendue conserve sa composition.

Voici nos principaux résultats:

51. Germination du Botrytis dans de la glycérine.*

en 24 h. dans de la glycérine à 1, 5, 10% la germination a été de 90%; longueur des tubes 80—90 μ.

en 24 h. dans de la glycérine à 20% la germination a été de 25 à 30%; longueur des tubes 10—30 μ.

en 48 h. dans de la glycérine à 1, 5, 10% la germination a été de 95%; longueur des tubes 120—150% μ.

en 48 h. dans de la glycérine à 20% la germination a été de 30%; longueur des tubes 20—40% μ.

en 72 h. dans de la glycérine à 1, 5, 10% la germination a été de 95%; longeur des tubes 150—180 μ.

en 72 h. dans de la glycérine à 20% la germination a été de 30%; longuer des tubes 20—40% μ.

Aprés 4 jours il n'y avait plus de germination; dans de la glycérine à 30—40% des spores n'ont pas germé.

52. Germination du Botrytis dans de l'acide malique.

en 24 h. dans une solution à 1% la germination a été de 95%; longueur des tubes 100—120 μ.

en 24 h. dans une solution à 2·5% la germination a été de 80%; longueur des tubes 40—60 μ.

en 24 h. dans une solution à 5% la germination a été de 80%; longueur des tubes 20—30 μ.

en 48 h. dans une solution à 1% la germination a été de 95%; longueur des tubes 180—240 μ.

en 48 h. dans une solution à 2·5% la germination a été de 85%; longueur des tubes 150—180 μ.

en 48 h. dans une solution à 5% la germination a été de 85%; longueur des tubes 100 μ.

* DUGGAR en faisant germer le Botrytis dans de la glycérine à reçu une germination de 75% dans la solution de $\frac{n}{1}$, puis 10 à 25% dans celle de $\frac{n}{2}$, et 25% en celle de $\frac{n}{10}$, et pas de germination en celle de $\frac{n}{20}$.

(DUGGAR B. M. Physiological studies with reference to the germination of certain fungous spores. Botanical Gazette. XXXI. 1901. p. 46.)

D'après ESCHENHAGEN: Einfluss von Lösungen versch. Konz. auf Schimmelpilze. Diss. Leipzig 1889, le Botrytis végète encore dans une solution à 37% de glycérine.

en 72 h. dans une solution à 1% la germination a été de 95%; longueur des tubes 250—300 μ.

en 72 h. dans une solution à 2·5% la germination a été de 85%; longueur des tubes 180 μ.

en 72 h. dans une solution à 5% la germination a été de 85%; longueur des tubes 100—120 μ.

en 4 à 5 jours le résultat est le même; dans une solution à 10% il n'y avait point de germination.

53. Germination du Botrytis dans de l'acide tartrique.

en 24 h. dans une solution à 1% la germination a été de 60 à 80%; longueur des tubes 30—60 μ.

en 24 h. dans une solution à 2·5% la germination a été de 60%; longueur des tubes 10—35 μ.

en 24 h. dans une solution à 5% la germination a été de 10%; longueur des tubes 4 μ.

en 48 h. dans une solution à 1% la germination a été de 90%; longueur des tubes 60—120 μ.

en 48 h. dans une solution à 2·5% la germination a été de 60%; longueur des tubes 20—40 μ.

en 48 h. dans une solution à 5% la germination a été de 15 à 20%; longueur des tubes 4 μ.

Dans les solutions à 10—15% nous n'avons pas observé de germination.

54. Germination du Botrytis dans de l'acide citrique.

en 24 h. dans une solution à 1% la germination a été de 60 à 80%; longueur des tubes 20—60 μ.

en 24 h. dans une solution à 2% la germination a été de 10 à 20%; longueur des tubes 15—20 μ.

en 24 h. dans une solution à 5% la germination a été de 1 à 2%; longueur des tubes 10—15 μ.

en 48 h. dans une solution à 1% la germination a été de 90%; longueur des tubes 70 μ.

en 48 h. dans une solution à 2% la germination a été de 70 à 80%; longueur des tubes 50—60 μ.

Fig. 7.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de l'acide tartrique à 1%. 1—4. les filaments deviennent très longs, les tubes germinatifs sont fortement enflé à leur base ; 5—6. organes d'attachement ressemblant à des chamydospores aux bouts des filaments, les deux derniers dessins d'une culture de 5—8 jours. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680, réduit à 4/5.

Fig. 8.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de l'acide citrique à 1%. 1—2. germination; 3. la spore s'est divisée; 4. spore germée en 2 endroits, le tube long se bifurque au bout; 5. spore gonflée et cloisonnée; 7—8. les bouts de filaments lisses s'articulent à la façon des chlamydospores; 9. spore divisée par cloisonnement en deux cellules, chacune pousse un tube; 10. spore germée en deux endroits, le long tube porte une ramification abondante; les images 4—10. sont dessinées sur des objets d'une culture de 5—8 jours. Zeiss: ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680., réduit à 4/5.

en 48 h. dans une solution à 5% la germination a été de 10%; longueur des tubes 10—15 μ.

Dans les solutions à 10—15% il n'y a point de germination, après 72 h. on ne voit plus de germination.

55. Germination du Botrytis dans de l'alcool éthilique.

en 24 h. dans de l'alcool à 1% la germinatíon a été de 90 à 95%; longueur des tubes 90—100 μ.

en 24 h. dans de l'alcool à 5% la germination a été de 80 à 90%; longueur des tubes 60—70 μ.

en 48 h. dans de l'alcool à 10% la germination a été de 1 à 2%; longueur des tubes 50—60 μ.

Dans de l'alcool à 15% la germination ne commence pas, au bout de 48 à 72 h. même résultat.

Dans du pétrole les spores ne germent pas, au contraire elles se rétrécissent.

Comme je l'ai signalé au commencement de ce chapitre le développement des spores diffère beaucoup du développement ordinairement observé, surtout dans les cultures avancées.

Dans les acides tartrique et citrique (sol. à 1%) la germination se fait d'une manière fort semblable. Il est caractéristique que les filaments deviennent très longs, il n'y a presque pas de ramifications, même les cloisons sont rares (Fig. 7. $_{1-5}$, Fig. 8. $_{3-5}$) tandis que dans les cultures dans du moût les tubes germinatifs se ramifient aussitôt, deviennent touffus et la formation des houppes commence déjà le premier jour.

On remarque aussi que les spores se gonflent fortement, et qu'elles se cloisonnent, ce qui est relativement rare (Fig. 8. $_{3, 6}$) mais ce qu'on n'observe pas sur les spores germant dans les milieux ordinaires. On observe encore le gonflement, souvent considérable du tube germinatif à l'endroit de sa naissance (Fig. 7. $_{1\ 6}$, Fig. 8. $_{2-5, 8\ 10}$).

Dans les cultures de 5 à 8 jours on voit apparaître des branches au bout des filaments lisses. (Fig. 7. $_{5-6}$, Fig. 8. $_{4-7, 8-10}$). La membrane de ces organes d'attachement s'épaissit, et la branche s'articule par cloisonnement (Fig. 7. $_{5}$, Fig. 8. $_{6, 8}$).

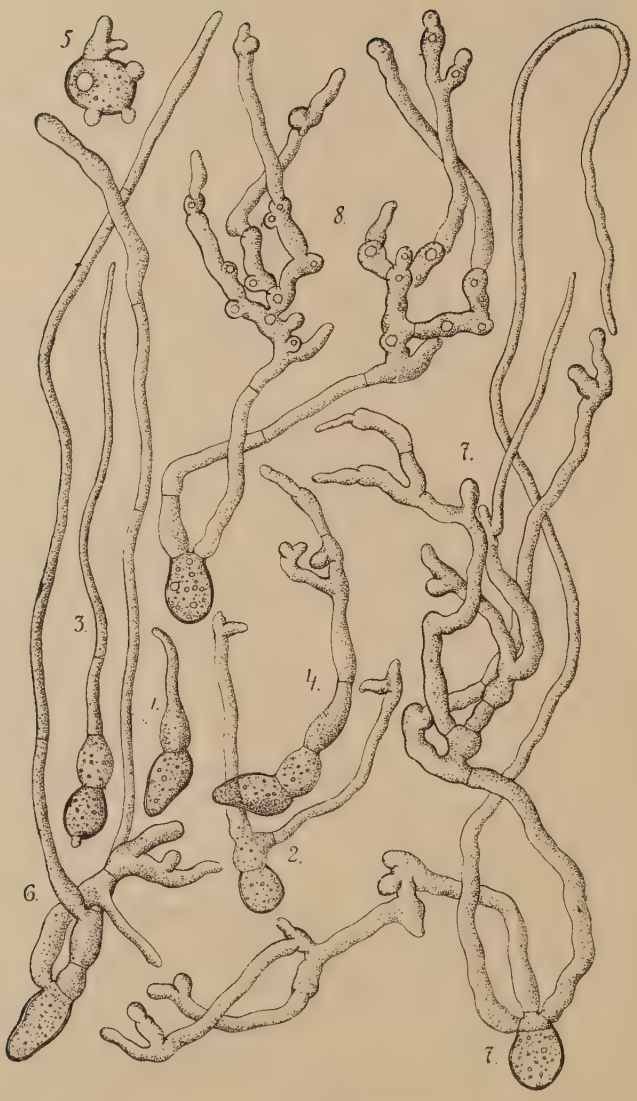


Fig. 9.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de l'acide malique à 1%. 1—3. Germination en un jour, avec formation de spores secondaires ; 4—6. développement en deux jours ; 4. le tube poussé de la spore secondaire se ramifie tout de suite ; 5. spore germant à la fois en 4 endroits ; 6. formation d'un filament long sur le tube germinatif ; 7. développement en 5 jours, filaments à ramification abondante, la spore a germée en 3 endroits à la fois et elle s'est cloisonnée ; 8. d'une culture de 3 jours, les commencements des branches se présentent comme des renflements noduleux. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680. réduit à 4/5.

Cela ressemble à la «formation de houppes» au cours du développement dans les milieux ordinaires, mais la ramification

Fig. 10.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de l'acide malique à 5%. 1—3. d'une culture d'un jour. Germination avec des spores secondaires ; 4—5. de deux jours ; 4. de la spore secondaire il s'est formé un tube pareil à un promycélium ; 5. la spore secondaire s'est gonflée fortement et pousse en trois endroits ; 6. de trois jours, le tube pareil à un promycélium pousse des branches latérales, la spore a aussi germé sur l'autre bout ; 7. de quatre jours, les filaments s'allongent ; 8. branches gonflées en sorte de conidies, d'une culture de 13 jours, épuisée. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680., réduit à 4/5.

n'est pas si riche et n'arrive jamais à la formation de véritables houppes. Ces branches bizarres nous rappellent plutôt, la formation des chlamydospores (Fig. 7. 5).

Il faut mentionner encore que les spores poussent souvent des tubes en plusieurs endroits (Fig. 7.$_6$, Fig. 8.$_{2, 4, 6, 8-10}$); voir surtout la spore (Fig. 8.$_9$), dans laquelle le contenu s'est retiré dans les deux bouts de la cellule très allongée, puis il s'est divisé et les deux parties ont poussé par les deux bouts indépendamment.

Dans de l'acide malique à 1% le tube germinatif se gonfle à la sortie en forme d'une bulle (Fig. 9.$_{1-4}$) et ressemble ainsi à une spore secondaire. La germination par plusieurs tubes à la fois est fréquente, nous avons observé même une spore qui a poussé par 4 endroits (Fig. 9.$_5$).

Il est caractéristique pour la germination dans de l'acide malique à 1%, que les filaments se ramifient richement déjà le premier ou le second jour (Fig. 9.$_3$) et que sur ces branches ils se développent des commencements de nouvelles branches (Fig. 9.$_8$) qui poussent bientôt (Fig. 9.$_7$). Mais le développement à la façon des chlamydospores ne se montre pas.

Au cours du développement en 1 à 8 jours on observe l'épuisement du milieu nutritif.

La conséquence en est que les filaments souffrent dans toutes les solutions à 1% de ces trois acides, leur contenu devient granuleux, lacuneux, en un mot le dépérissement commence.

Quant au développement dans des solutions plus concentrées, la culture dans de *l'acide malique* à 5% pourra nous servir de modèle.

Dans de *l'acide malique à 5%* la formation des spores secondaires est fréquente, ces gonflements sont souvent très considérables, et déforment complaitement les spores (Fig. 10.$_{1, 5}$). La spore secondaire se ramifie immédiatement ou elle pousse un tube germinatif de 4 à 5 cellules, semblable à un promycélium (Fig. 10.$_8$), dont les articulations épaisses poussent des branches latérales (Fig. 10.$_4$).

Les branches deviennent très longues le 3^e à 4^e jour et on voit apparaître des organes d'attachement rudimentaires (Fig. 10.$_7$). Les filaments sont d'une épaisseur variable, par endroits ils sont fortement et irregulièrement gonflés.

Dans les cultures de 11 à 13 jours la cellule terminale des filaments devient piriforme, mais je n'ai pas (Fig. 10.$_8$) observé sa désarticulation.

Alcool. Le développement des spores du Botrytis a été le plus singulier dans de l'alcool à 5%. La germination a commencé lentement, en un jour le tube germinatif atteint à peine la longueur de la spore (Fig. 11.$_{1-8}$). Le deuxième jour le tube se gonfle en massue (Fig. 11.$_{5-7}$), il se rétrécit en plusieurs endroits,

Fig. 11.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de l'alcool à 5%. 1—3. développement le 1er jour; 4—7. d'une culture de deux jours, le tube se gonfle en massue; 8. stérigmates aux bouts des branches; 9—11. de 3 jours; quelques cellules du tube germinatif sont enflées en forme d'une spore, leur membrane s'est épaissie; 12—13. d'une culture de 5 jours; 12. une formation en crochet se trouve au bout du tube germinatif mince. Zeiss: ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680., réduit au 4/5.

son bout se courbe. Alors, ou le 3e jour, on voit apparaître des stérigmates au bout du tube (Fig. 11.$_3$).

Dans l'alcool il ne se développe pas de filament long, le tube germinatif a de 8 à 10 fois la longueur de la spore, et ici son développement s'arrête.

Le gonflement des spores est général. Je mentionne encore quelques modes de développement singuliers. Ainsi le cas représenté dans la Fig. $11._{12}$ est bien remarquable. La spore s'est allongée et a poussé en deux endroits des tubes minces, dont un s'est gonflé sans transitions en forme de bec. Dans d'autre cas nous avons remarqué l'articulation du tube à la façon de la formation des chlamydospores. Ces cas sont représentés dans la Fig. $11._{9-10}$. Ici la cellule gonflée, couverte d'une paroi épaisse, imite une nouvelle spore, qu'on peut à peine distinguer de la spore mère. Cette cellule ressemblant à une spore a tout-de-suite poussé, mais son développement s'est arrêté le 5^{e} jour.

Glycérine. La germination et le développement des spores du Botrytis dans de la glycérine diluée (à 1, 5, 10%) ont présenté beaucoup de détails intéressants concernant surtout la formation des spores. Au conidies que nous allons décrire, celles figurées par LINDNER [1] ressemblent un peu, surtout la figure 13 (de la planche VII de son ouvrage). KLÖCKER et SCHÖNNING [2] se sont aussi servi de ce dessin dans leur travail sur les phénomènes d'accroissement perforant chez les filaments du mycélium, ils appellent ces petites conidies des «spermaties». BEAUVERIE et GUILLIERMOND [3] en cultivant le Botrytis cinerea sur de la peptone ont observé semblables «sporidies».

RALPH E. SMITH [4] a cultivé le Botrytis cinerea dans du jus de prunes alcaliné, ainsi que dans celui acidulé avec de l'acide tartrique, mais il n'a pas observé les conidies que je vais décrire.

[1] LINDNER P. Über Durchwachsungen an Pilzmycelien. Berichte der Deutschen Botan. Gesellsch. V. 1887. p. 153.

[2] KLÖCKER ALB. et SCHÖNNING H. Phénomènes d'accroissement perforant et de formation anormales de conidies chez les champignons. Comptes Rendus du Laboratoire de Carlsberg. V. 1900. Livr. 1. et

KLÖCKER ALB. und SCHÖNNING H. Durchwachsungserscheinungen und anormale Konidienbildung bei Dematium pullulans de Bary und anderen Pilzen. Zeitschr f. d. gesammte Brauwesen. XXIV. 1901. p. 621—626.

[3] BEAUVERIE J. et GUILLIERMOND A. Étude sur la structure du Botrytis cinerea. Centralblatt f. Bakteriologie II. X. 1903. No. 9. p. 275—281.

[4] SMITH RALPH E. Botrytis and Sclerotinia: their relation to certain plant diseases and to each other. Botanical Gazette. XXIX. 1900. June p. 369—406.

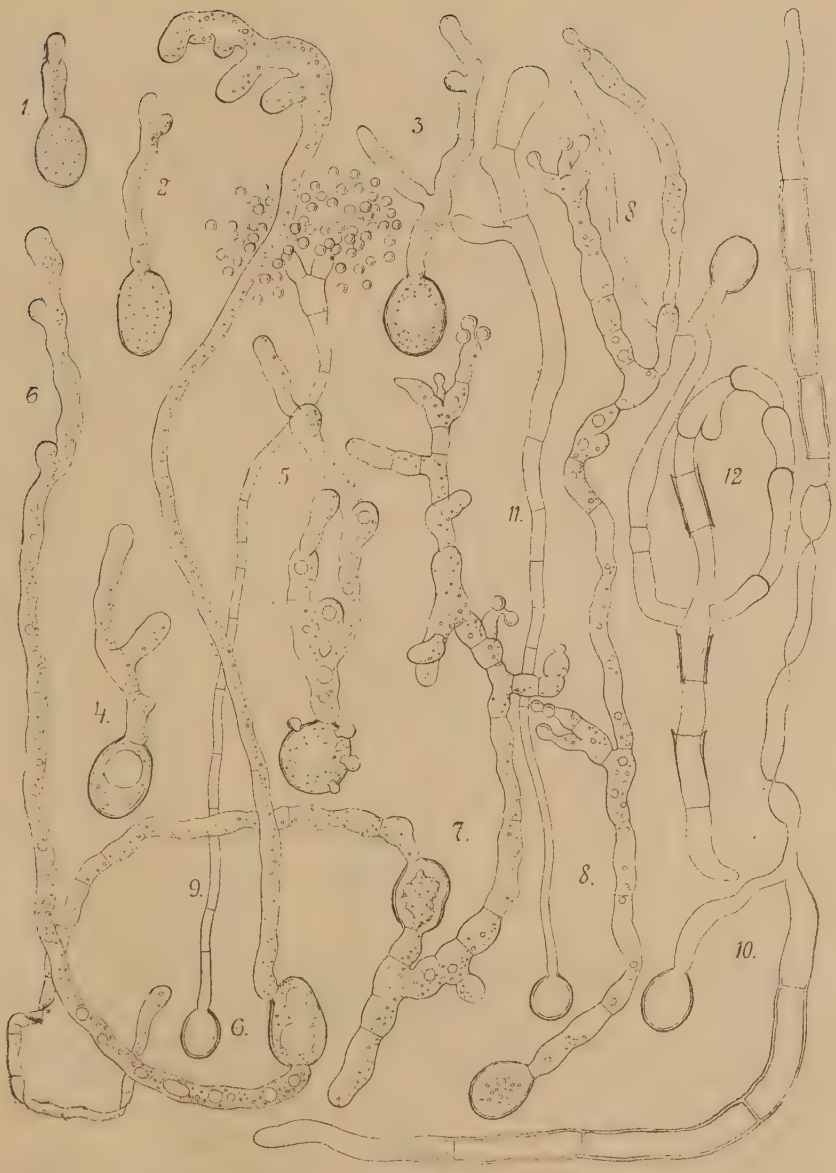


Fig. 12.

Germination des spores du Botrytis dans de la glycérine à 5%. 1—3. germination en 17 heures; 4—5. germination en 36 heures; 6. développement en cinq jours; 7. développement en 6 jours, de courtes stérigmates, le contenu de la spore se désagrège: 8. le 8e jour de la culture, le contenu des cellules est très pauvre, sur deux branches il y a des stérigmates. Zeiss: ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680. — 9—12. d'une culture épuisée, de 19 jours; 9. filament extrêmement long, mince, vide, au bout riche formation de conidies; 10. filament développé en façon des Conferves, au bout sup. on voit bien la cuticule en voie de se déchirer; 11. même que fig. 9. mais plus jeune; 12. spore germant en deux directions, au tube inf. on peut reconnaître les cellules-mères par leurs cuticule rompue. Zeiss: ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Grossiss. de 498., réduit au 4/5.

Dans les solutions aqueuses de glycérine de 1 à 5% les spores germent en moyenne en 17 heures (25 C°) et poussent des tubes 4 à 5 fois aussi longs. Le développement est donc très lent. Sur les tubes on observe plus tard, après 36 heures, des commencements de ramification qui poussent le 3e jour des branches d'une longueur considérable (Fig. 12). Sur quelques tubes et branches apparaissent les organes d'attachement (Fig. 12.$_6$).

Dans les cultures prolongées 6 à 8 jours, le contenu des tubes commence à dépérir parce que le milieu nutritif commence à s'épuiser. Ces tubes affamés ont poussé en quelques endroits où le contenu s'est amassé, des branches latérales courtes ressemblant à des stérigmates (Fig. 12.$_{7, 8}$) et ont formé de très petites conidies (diam. 2 à 3 μ).

Dans les cultures de glycérine à 10% le développement commence aussi très lentement; en deux jours les tubes germinatifs ne sont que 2 à 4 fois aussi longs que la spore (Fig. 13.$_{1-3}$) mais souvent la formation des conidies commence déjà sur ces tubes, sur des stérigmates (Fig. 13.$_3$). Dans les cultures de 3 à 4 jours il se développe des tubes lisses ou se ramifiant richement (Fig. 13.$_5$) et le 7e jour on observe la formation des stérigmates (Fig. 13.$_6$). Dans ce dernier cas, il est à remarquer que la spore, après avoir poussé le tube long qui se dirige en haut sur le dessin, s'est cloisonnée. La cellule d'en bas a tout-de-suite poussé deux petits stérigmates produisant des conidies.

Nous avons conservé des cultures en chambre humide pendant 2 à 3 semaines. Pendant ce temps la glycérine a été consommée et les filaments ont végété à peine dans l'eau se précipitant sur le couvre-objet de la chambre humide. Dans ces cultures âgées nous avons trouvé les plus jolies formations stérigmatiques, dont une série est représentée par la figure 14. Il y avait des groupes de 8 stérigmates (Fig. 14.$_6$), puis des chaînettes (Fig. 14.$_5$) etc.

Dans les cultures de glycérine à 5% conservées pendant 19 jours j'ai trouvé, outre les formes décrites, deux phases complètement différentes.

Le plus remarquable, c'était le filament présenté dans la figure 12.$_9$. Beaucoup de spores ont poussé un tube extrêmement

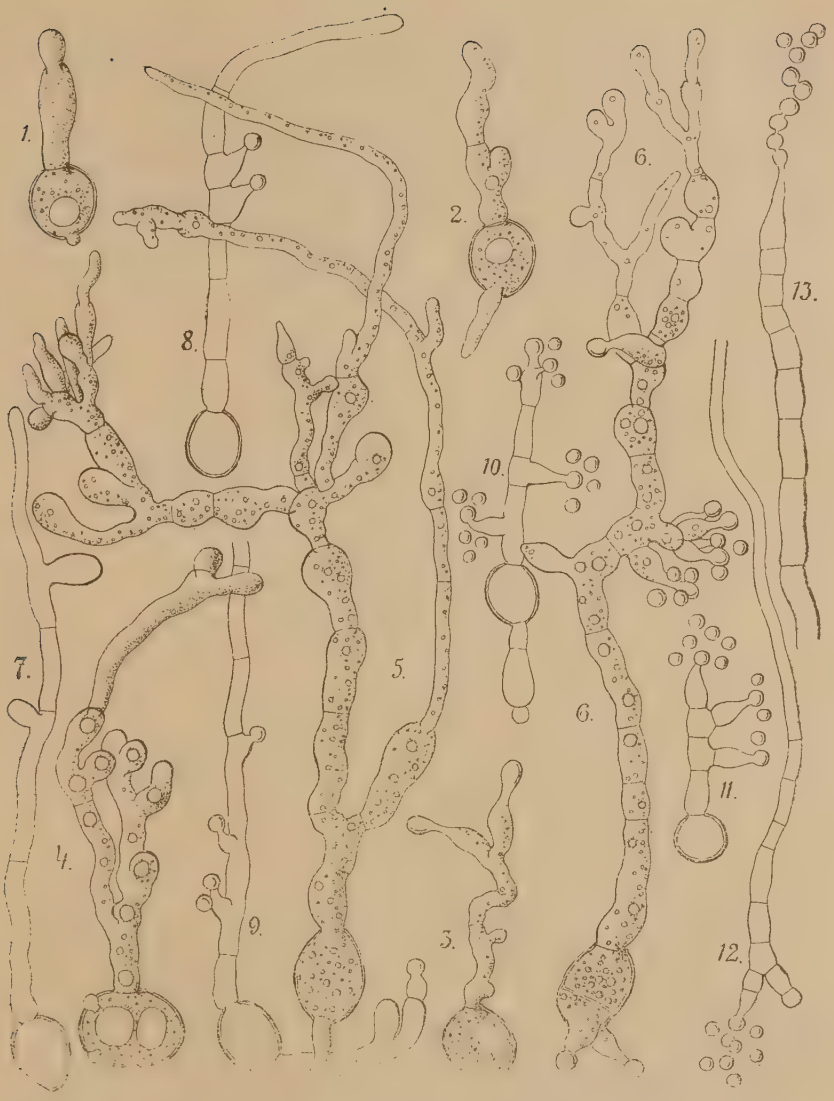


Fig. 13.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de la glycérine à 10%. 1—4. culture de 2 jours; 3. le tube pousse déjà des stérigmates formant des conidies; 4. commencements des branches latérales; 5. de trois jours, spore poussant des tubes à ramification abondante; 6. de 7 jours, sur le tube cloisonné en courtes cellules il s'est développé un groupe de conidies, la spore s'est cloisonnée et pousse deux stérigmates à son bout inf. 7—13. d'une culture de 19—20 jours, épuisée; 7—9. production de stérigmates; 10—11. le tube germinatif court, à quatre cellules a poussé des stérigmates; 11—12. tubes très longs avec des stérigmates à leurs bouts. Zeiss: ocul. IV. object. E. Grossiss. de 680.

long (300 μ) et uniformément mince (à peine 2 μ). Le bout du filament s'est gonflé et a poussé deux branches courtes sur lesquelles il s'est produit beaucoup de petites conidies.

De pareilles formations de petites conidies (3—4 μ) ont été observées par BREFELD[1] dans des cultures de Sclerotinia (Peziza) tuberosa. FARNETI[2] a observé une telle sorte de microconidies au cours du développement du Botrytis Hormini Farn. et il considère cette phase du développement comme un type anormal en le

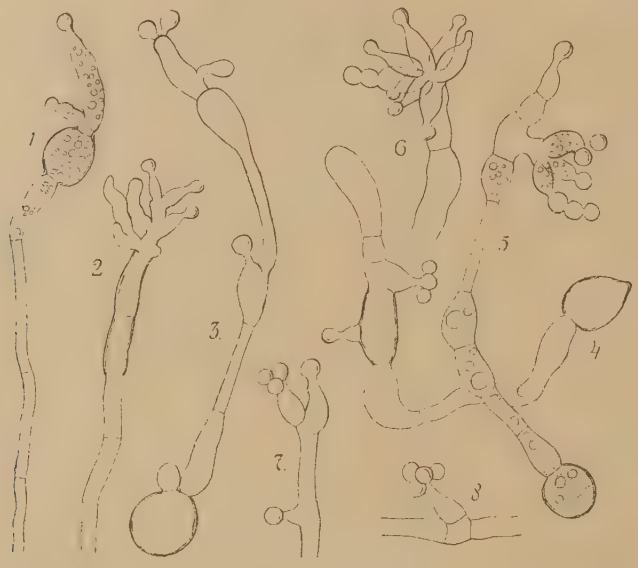


Fig. 14.

Germination des spores du Botrytis cinerea dans de la glycérine à 1%, d'une culture épuisée de 14 jours. 1—4, 7—8. différents cas de formation de stérigmates ; 5. stérigmates avec des conidies en chaînette ; 6. un groupe de stérigmates. Zeiss : ocul. compens. 8. object. apochrom. 3. Grossiss. de 667., réduit à 4/5.

désignant sous VII. f. *Gamocladocephalomerizosporica.* Ce type a produit d'après FARNETI deux sortes de microconidies, 1° des conidies ressemblant à celles de la forme Polyactis, de celle-ci se développe la forme anormale VII., ou bien la forme Polyactis II ; et 2° des

[1] BREFELD O. Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze. IV. 1881. p. 113. Taf. IX. Fig. 16.

[2] FARNETI R. Intorno allo sviluppo e al polimorfismo di un nuovo micromicete parassita. Atti del R. Istituto Botanico dell' Università di Pavia. VII. 1901. p. 30. XX. Pl., 2 Fig.

conidies ressemblant à celles du type III. Cristularia, dont il se développe la forme II. Polyactis ou III. Cristularia.

En un mot FARNETI a observé de la germination, du développement, tandis que BREFELD non.

Ces microconidies formées en petites groupes du Botrytis cinerea, sont plus petites que celles des autres espèces, elles n'ont pas germé et, comme je l'ai signalé, elles ont été produites aux bouts des filaments très longs.

Un autre cas remarquable est représenté par la figure 12. $_{12}$. Ici, le tube germinatif très court s'est tout-de-suite ramifié. L'une des branches est restée très mince, elle a atteint la longueur de 200 μ, et elle ne s'est pas articulée. L'autre est forte, les articulations moyennes sont gonflées à la façon des Conferves et la cuticule fendillée par suite de la croissance rapide, entoure comme une gaîne les cellules-mères cloisonnées.

Par contre une autre spore a également poussé un fort tube bifurqué, mais la branche supérieure se cloisonne transversalement en même temps que les articules se renflent, tandis que l'autre, l'inférieure est restée uniforme et s'est divisée en longues cellules (Fig. 12. $_{10}$.).

Mais nous trouvons aussi un cas dans lequel le tube germinatif, au commencement très mince, devient toujours plus gros et pousse à son bout des organes d'attachement en forme de massue. (Fig. 12. $_{11}$.)

L'on peut voir de ces cas discutés que les spores de même origine peuvent se développer très différemment même dans des conditions identiques. Les spores individuellement plus faibles germent souvent très tard et comme je l'avais vu dans les cultures de 20 jours (à 10% de glycérine), la formation des stérigmates commence déjà sur la 1^{e} ou la 2^{e} cellule du tube germinatif (Fig. 13. $_{10-11}$.) comme sur les promycéliums des Ustilaginées. Ici, la lutte pour la conservation de l'espèce, provoquée par les circonstances défavorables au développement, est très bien exprimée.

Ces cas nous rappellent les conidies ne se développant plus, observées par BREFELD[1] sur les tubes germinatifs des asco-

[1] BREFELD O. Untersuchungen aus dem Gesammtgebiete der Mykologie. X. ii. 1891. p. 315. planche XII. fig. 19.

spores du Sclerotinia ciborioides et rapprochent le Botrytis cinerea au type Sclerotinia, encore plus, parce qu'on les a aussi trouvées sur d'autres espèces (Voir BREFELD l. c. p. 315 à 317. Scl. Kerneri, Scl. Duriaeana, chez ce dernier cette forme conidienne a été connue sous Epidochium ambiens).

Des autres formes qu'on trouve dans ces cultures prolongées, je mentionne encore celles représentées dans la figure 13. 7, 8, 12, 13.

Cette dernière est surtout intéressante parce qu'il s'est formé beaucoup de microconidies au bout d'un filament composé par un grand nombre de cellules de différente longueur.

Résumé.

Les spores du Botrytis cinerea se développent bien dans des solutions de 1 à 10% des acides organiques (acide malique, tartrique, citrique) et dans de l'alcool éthilique de 1 à 5%. La forme caractéristique dans les acides organiques c'est le filament extrêmement long, dans l'alcool le filament court, gonflé en forme de massue. On remarque en outre la division des spores et la tendance de former des spores secondaires. L'épaississement à la façon des chlamydospores des cellules des branches formant des organes d'attachement est aussi un phénomène nouveau, aussi bien que la formation des conidies sur des stérigmates spéciaux.

Les spores du Botrytis se développent bien dans une solution de glycérine de 1 à 10% et produisent de très petites conidies (diamètre 2·5 à 3 μ) sur des stérigmates isolés ou formant des appareils conidiens groupés. Après une culture prolongée dans un milieu en voie de desséchement, on observe différentes formes de dégénération, dont les plus remarquables sont la forme à longs filaments produisant des microconidies sans intervention des stérigmates, et la forme imitant le promycélium des Ustilaginées.

Ces modes de la formation des microconidies étaient inconnues; les conidies n'ont pas pu être amenées à germer.

II^e PARTIE.

Sur le développement du Botrytis cinerea.

XI^e CHAPITRE.

Notions générales sur les sclérotes de Botrytis.

Le développement des organes d'hivernation appelés *sclérotes* n'a pas encore été recherché dans ses détails et l'on ne trouve que quelques données éparses sur l'état sclérotien du Botrytis cinerea. C'est vrai qu'on a mentionné le développement des différents sclérotes sur les baies du raisin, mais ces organes sclérotiques ont été décrits comme des espèces du genre Sclerotium, parce que leur développement ultérieur n'était pas connu.

Ce sont :

1° *Sclerotium uvae Desm.* (in Annales des Sciences Naturelles. II. Série 1841. XV. p. 134.) de France. THÜMEN[1] ne l'a pas trouvé, il reproduit la description d'après DESMAZIÈRES. On l'a découvert en 1839 sur des baies presque mûres du Vitis vinifera (cépage bleu) dans les environs de Paris.

2° *Sclerotium Vitis Peyl* (in Lotos 1857, p. 68. Tab. II. fig. 13.). Isolé ou en groupes sur des baies mûres, mais desséchées. Ils n'adhèrent que faiblement à la pellicule et s'en détachent facilement, leur diamètre est de $^3/_4$ à 2 mm., en général ils sont hémisphériques, mais ils deviennent très irréguliers à cause des renflements et des rides qui se forment sur leur surface. Jeunes, ils sont blancs, les exemplaires âgés examinés par THÜMEN étaient brun-noirâtres. En dedans ils sont durs, blancs. PEYL l'a trouvé sur un cépage bleu du Vitis vinifera dans une forcerie en Bohème.

[1] THÜMEN F. VON. Die Pilze und Pocken auf Wein und Obst. Ausgabe in einem Band. 1885. p. 20—21.

Outre ceux-ci, on en a encore décrit d'autres. VIALA ne mentionne pas encore l'apparition des sclérotes du Botryfis sur les baies du raisin, quoique MÜLLER-THURGAU[1] l'aie déjà signalé en 1888; VON TUBEUF[2] donne une esquisse d'une baie ravagée (1895); MC. ALPINE et ROBINSON[3], qui ont trouvé des sclérotes en Australie publient une microphotographie d'une coupe sur une baie avec des sclérotes, germant avec des conidies. La figure est cependant très obscure. Moi-même[4] j'ai publié en 1903 des données sur les baies avec sclérotes que j'ai recueillies en Hongrie.

Sclérotes sur les baies. L'examen des matériaux que j'avais recueillis a fourni de nombreuses dates, qui élargissent nos connaissances sur le développement, et en même temps, donnent des indications fort intéressantes au point de vue de la pratique.

La formation des sclérotes sur les baies n'est pas rare dans un automne humide, lorsque la forme conidienne du Botrytis est très répandue. On peut les trouver sur beaucoup de grappes, surtout si elles restent longtemps sur le cep. On peut très bien observer leur développement si l'on conserve les grappes malades dans un flacon. En général les sclérotes mûrissent même dans les flacons en 3 mois et ils se couvrent d'une forte pellicule brune.

Au commencement on peut distinguer les sclérotes sur les baies comme de petites papilles. Ils soulèvent la pellicule et leur couleur est d'ordinaire plus claire que la baie, parce que d'abord ils sont incolores et leur surface ne devient brune que plus tard.

On trouve les papilles ou bien isolées ou en groupes de 3 à 4. Sur une baie il peut y en avoir beaucoup, 50 et même plus. (Planche XIV. fig. 23.)

Si l'on examine maintenant la baie, sur la coupe on voit les sclérotes comme des émergences formées d'une matière gélatineuse, ils sont encore couverts par la couche extérieure de la pellicule, par l'épiderme et la cuticule dépéris. (Pl. XIV. fig. 24.)

[1] MÜLLER-THURGAU. Die Edelfäule der Trauben. Landwirthschaftl. Jahrbücher. (Thiel) 83. 1888.

[2] TUBEUF K. VON. Planzenkrankheiten durch Kryptogamen verursacht. 1895, p. 281. Fig. 122.

[3] MC. ALPINE D. and ROBINSON G. H. Additions to the Fungi on the Vine in Australia. Department of Agriculture. Victoria. p. 29—31. Plate II. Fig. 34.

[4] ISTVÁNFFI GY. A szürkerothadás (Botrytis cinerea) sclerotiumai szőlőbogyókon. Növénytani Közlemények, II. 1903. p. 143.

En regardant la baie d'en haut on voit bien que sur la voûte de la papille la pellicule s'est fendillée. (Pl. XIV. fig. 27., 34.)

Les sclérotes peuvent devenir très grands et ils sortent de la baie de telle façon qu'on pourrait croire que la baie s'est fendue et que c'est le contenu de la baie qui sort. (Pl. XIV. fig. 20. a. b.)

Lorsque les sclérotes ont déchiré la pellicule de la baie leur couleur devient foncée, brune puis noire. (Pl. XIV. fig. 26., 28., 34., 36.)

Enfin on les voit comme des corpuscules durs, d'un noir brillant sur les baies, dont la pulpe s'est tout à fait pourrie, et puis la baie s'écoule, ou se sèche.

Au cours d'un automne long, humide (en 1903) nous avons souvent trouvé des baies avec des sclérotes. Ils tombent de la râfle, se perdent dans la terre et par conséquent on les retrouve trés difficilement le printemps.

La formation des sclérotes peut aussi commencer sur des baies complètement recouvertes des conidies du Botrytis. Donc si l'on nettoye ces baies couvertes par la végétation conidienne, on constate facilement la présence des organes sclérotiques, dont l'apparition est très fréquente par un automne humide. Je crois nécessaire d'appeller l'attention sur ce fait parce que, au moins selon les données de la littérature, on ne les a pas pris en considération et l'on ne s'est occupé que des sclérotes trouvés sur les rameaux lignifiés.

Les sclérotes des baies facilitent beaucoup la perpétuation et l'apparition précoce de la maladie l'année suivante. Le nettoyage soigneux en automne peut beaucoup aider sous ce rapport.

Sclérotes sur les pousses. J'ai déjà signalé dans mes «Études sur le rot livide de la Vigne» (Annales de l'Institut Central Ampélologique Roy. Hongr. Tome II. 1902, p. 265. Planche II. fig. 5.) que le Botrytis attaque aussi les organes végétatifs verts de la Vigne. Ce mal apparait dans des vignobles humides, surtout si on néglige les tailles en vert et il ravage les feuilles et les jeunes pousses.

Puis les sclérotes se développent sur les pousses en voie de lignification. On voit les commencements de sclérotes comme de petites papilles jaunes (planche XIV. fig. 1., 2.) qui font éclater l'écorce du sarment. Les sclérotes s'engagent par leur base pro-

fondément entre les tissus de l'écorce. (Fig. 3.) Leur consistance est d'abord gélatineuse. Plus tard cette masse gélatineuse devient solide, elle se revêtit d'une écorce brun-noir; dans cet état le sclérote se distingue bien sur l'écorce jaunâtre du sarment. (Planche XIV., fig. 4, 5, 6.). Les filaments du Botrytis traversent l'écorce et le liber du sarment, ils attaquent même le bois et en détruisant les rayons médullaires, désagrègent le bois (Planche XIV, fig. 6.) Sur les sarments et pousses malades conservés en flacon ils se sont développés à un tel degré en $2^1/_2$ ou 3 mois.

Les jeunes sclérotes jaunes sur les pousses sont assez fréquents en automne. C'est une chose très importante au point de vue de la pratique, parce que les sclérotes arrivent ainsi après la récolte (ramassage) dans les stratificateurs. Là, même les plus jeunes se développent, qui jusqu'ici ont été cachés sous l'écorce. Ainsi la maladie se perpétue dans le stratificateur. On peut donc préférer la taille du printemps, parce qu'alors on peut mieux assortir le matériel.

Il est intéressant de rappeller, qu'au commencement d'Avril en 1902 j'ai reçu des sarments hivernés sur les souches de Fülöpszállás, avec des sclérotes mûrs noirs, du diamètre de 1 à 3 mm.

Plusieurs auteurs ont déjà observé sur les pousses vertes et sur les feuilles de la vigne la maladie causée par le Botrytis cinerea, ainsi FOËX[1] en Algérie, VAUVERT, RAVAZ,[2] PACOTTET[3] en France, E. MARCHAL[4] en Belgique, K. MOHR[5] sur les bords du Rhin, U. BRIZI[6] (dans les environs de Rome), puis

[1] FOËX. Pourriture des rameaux de Vigne, déterminée par le Botrytis cinerea. Revue de Viticulture V. 1896.

[2] RAVAZ L. Sur une maladie de la Vigne causée par le Botrytis cinerea. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 1894. I. sem. 1289—1290.

[3] PACOTTET P. La pourriture grise. Revue de Viticulture. XX. 1903, p. 185—189.

[4] MARCHAL EM. Rapport sur les maladies cryptogamiques étudiées au laboratoire de biologie de l'Institut Agricole de l'État à Gembloux en 1894, 1895. Voir Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. VI. 1896. p. 293.

[5] MOHR K. Ueber Botrytis cinerea. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. XI. 1901, p. 216—217.

[6] BRIZI UGO. Ueber die Fäulniss der Rebentriebe durch Botrytis cinerea verursacht. Centralblatt für Bakteriologie. II. Abtheilung. III. 1897, p. 141—146.

Cuboni[1] (mentionne des sclérotes rugueux de la grosseur d'un pois).

Sclérotes sur des boutures stratifiées. Dans un stratificateur de la pépinière d'américaines de l'État, j'ai trouvé en automne (1899) beaucoup de boutures malades, qui présentaient des formations noires, brillantes, d'une consistance cartilagineuse ou dure. C'étaient des sclérotes mûrs qui avaient complètement envahi les bouts des boutures, mais ils apparaissaient également sur les noeuds et dans les fissures de l'écorce. (Planche XIV, fig. 11, 12.) Naturellement une telle bouture est mauvaise parce que les filaments du Botrytis la transpercent dans toute sa longueur, ils attaquent tous les tissus et obstruent les vaisseaux ligneux.

Les sclérotes peuvent aussi se présenter sur les greffes-boutures stratifiées et ainsi le Botrytis peut causer de grands dommages, voir les données de Viala[2] (1891), et de Guéguen[3] (1901), qui ont examiné cette affection et la considèrent avec droit comme une des plus dangereuses parce que, de son fait, le viticulteur peut perdre ses greffes-boutures les plus précieuses «que l'on ne peut plus ensuite se procurer de nouveau». (Guéguen).

Les sclérotes trouvés dans les stratificateurs sont d'autant plus dangereux, parce qu'en se détachant du sarment ils peuvent y germer avec des conidies.

Ainsi ils infectent le stratificateur aussi pour l'année suivante si on n'enlève pas soigneusement le sable et ne le remplace pas par du sable frais, bien aéré.

Si l'on examine au printemps le sol du vignoble on peut facilement reconnaître s'il y a du Botrytis.

J'ai examiné ainsi vers le fin de Mai (le 25) le sol du vignoble à Besnyő-Egerszeg. (Domaines de la Couronne.) J'ai déterré du sable beaucoup de pousses, de pétioles sur lesquels, quoi-

[1] Cuboni G. Notizie sulle malattie delle piante coltivate. Bullet. di Notizie Agrarie. Roma 1896. II. sem. p. 487—500. Voir Zeitschr. f. Pflanzenkr. VII. 1897, p. 159—160.

[2] Viala P. Une maladie des greffes-boutures. Revue Générale de Botanique. III. 1891. p. 144—149. et Les Maladies de la Vigne. II. Éd. 1893, p. 353.

[3] Guéguen F. Les maladies parasitaires de la Vigne. 1904, p. 66.

qu'ils fussent déjà très pourris — on trouvait des sclérotes parfaitement sains. (Planche XIV, Fig. 7 à 9.) Sur les pétioles ils étaient ronds de la grosseur d'un grain d'ivraie, sur les fragments des pousses ces sclérotes formaient des tubercules en groupe.

Quoique les feuilles se détachent des sarment aoûtés avec leurs pétioles, pourtant on ne trouve dans le sol que très rarement des feuilles entières, le limbe est presque toujours pourri, ou détaché. L'écorce du pétiole est réduite à une pellicule grise déchirée, sous l'écorce il n'y avait plus que des fibres et du bois pourri. Les autres tissus mous étaient déjà détruits. Dans les fentes de l'écorce il y avait beaucoup de petits sclérotes noirs, dont quelques-uns sont déjà germés (planche XIV, fig. 10) ceux-ci ont été couverts par les touffes des conidiophores. Ce qui indique que le Botrytis est là et commence à se développer.

Sclérotes sur les feuilles. L'apparition des sclérotes sur les feuilles est déjà connue depuis longtemps, il suffit de mentionner THÜMEN[1] qui remarque en complétant les données de FUCKEL, que le Sclerotium echinatum se retrouve non pas seulement sur les grandes nervures de la face inférieure du limbe, comme le prétend Fuckel, mais sur toutes les nervures en formant «lange, ergossene, fast krustenartig zu nennende Massen». Ces sclérotes entourent la nervure jusqu'à la surface du limbe — et ils sont couverts de poils épineux. En dehors ils sont d'un noir mat, en dedans d'un blanc sale. Ils sont longs de 1 à 5 mm. et hauts de 0·3 à 1 mm.

DE BARY donne la suivante description des sclérotes trouvés sur les feuilles:

«Das Sclerotium der Peziza Fuckeliana (S. 40. Fig. 19) bewohnt nur das Parenchym und die Oberhaut der Weinrebenblätter, zuweilen überwuchert es aber selbst die Haare, so dass es stachelig erscheint; es kommt häufig längs der Blattrippen vor, aber immer nur ausserhalb der Holzbündel» (l. c. p. 33).

A. B. FRANK[2] trouve aussi que les hyphes du mycélium

[1] THÜMEN F. von. Die Pilze und Pocken auf Wein und Obst. Ausgabe in einem Bande. 1885. p. 205 à 206.

[2] FRANK A. B. Die Krankheiten der Pflanzen. II. Auflage. II. 1896. p. 501.

entourent les poils de la feuille dépérissant, d'où l'aspect hérissé des sclérotes.

Selon VIALA les sclérotes sur les feuilles sont hauts de 2 à 3, quelquefois de 5 mm., selon PRILLIEUX ils sont hauts de 1 à 2·5 mm. et longs de 2 à 4 mm.

J'ai trouvé sur des feuilles pourries les sclérotes du Botrytis en juin 1903. Il y avait beaucoup de petites formations noires, du diamètre de 1 à 2 mm., dures, ovales ou rondes sur des feuilles emportées par le vent et ammassées sous une haie de Gleditschia et aussi sur des feuilles déterrées du sable. Ces formations se sont trouvées sur les deux faces du limbe. (Planche XIV. fig. 13 et 15.)

En détrempant dans de l'eau les feuilles desséchées de l'année précédente et en les étendant on pouvait bien observer la distribution des sclérotes. Mais pour reconnaître les sclérotes on n'a pas besoin d'un si long procédé. En regardant bien les feuilles desséchées, enroulées, on les voit tout de suite.

En recueillant ces feuilles j'ai aussi trouvé des sclérotes en germination (le 25 juin 1903). C'est aussi une donnée très importante, parce qu'elle nous montre quand commence dans les vignobles le développement ultérieur des sclérotes formés sur les feuilles.

Il y avait sur les feuilles de petits champignons blanchâtres, hauts de 3 à 4 mm. poussant de l'intérieur des sclérotes. Leur pied est mince et porte un chapeau imprimé dans son centre. (Planche XIV. fig. 19). En continuant les recherches nous avons retrouvé des échantillons représentant toutes les phases de la germination des sclérotes. (Planche XIV. fig. 15 à 18.) Les jours précédents il avait fait de grandes pluies, puis une grande chaleur et c'est ce temps favorable qui a déterminé la germination en masse des sclérotes. *Il faut bien noter cela, parce qu'ainsi nous sommes rendus attentifs à la nécessité qu'il y a de ramasser même en été les feuilles vieilles* se trouvant sous les haies et les clôtures où elles ont été portées par le vent et la pluie au courant de l'hiver. Les petits champignons trouvés sur les feuilles correspondent à une autre phase de développement du Botrytis cinerea (apothèces) qui se montre, comme nous l'avons vu en Juin, lorsque l'humidité est suffisante, — et qui produit des ascospores sur la partie

supérieure du chapeau. Ces spores formées dans des asques propagent aussi la maladie.

Il résulte de ces données qu'entre le développement des sclérotes sur les feuilles et leur germination avec des apothèces il y a un intervalle de 7 mois ; c'est leur temps de repos, en dedans de cet intervalle ils ne se développent plus.

L'apparition de la forme *conidienne* du Botrytis cinerea sur les baies vertes ou en véraison a été décrite par un grand nombre de pathologues (PEGLION,[1—2] LABORDE,[3] JURIE,[4] PACOTTET,[5] GUIRAUD,[6] VERISSIMO D'ALMEIDA,[7] WORTMANN,[8] et voir encore l'oeuvre déjà signalée de MÜLLER-THURGAU).

Plusieurs auteurs ont aussi étudié au point de vue chimique les changements, causées par le Botrytis dans la composition de la baie et du vin (MÜLLER-THURGAU,[9] WORTMANN,[10] DESMOULINS,[11] LABORDE[12]).

[1—2] PEGLION V. Contribuzione alla conoscenza della flora micologica avellinese. Malpighia, VIII. 1894, p. 424—460.

Études sur la pourriture des raisins causée par le Botrytis cinerea. Revue internationale de Viticulture et d'Oenologie. 1895, p. 414—433.

[3] LABORDE J. Sur une altération de la grappe du raisin. Revue de Viticulture. XIV. 1900, p. 561—563.

[4] JURIE A. La pourriture grise et l'éclatement du raisin. Vigne Amér. 1902, p. 112—115.

[5] PACOTTET P. La pourriture grise. Revue de Viticulture. XX. 1903, p. 185—189.

[6] GUIRAUD D. Le Botrytis cinerea. Vigne Française. 1896, p. 372—374.

[7] VERISSIMO D'ALMEIDA JOSÉ. Agricoltura Contamporanea. 1899—1900. (NOACK F. In Portugal beobachtete Pflanzenkrankheiten. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. XI. 1901, p. 236—238.)

[8] WORTMANN J. Ueber die in diesem Herbste stellenweise eingetretene Rohfäule der Trauben. Mitteilung. üb. Weinbau u. Kellerwirthsch. 1901, p. 161—164, 190—196.

[9] MÜLLER-THURGAU. Die Fäulniss der Trauben. Schweizer. Zeitschr. f. Obst- und Weinbau. 1901, p. 289—296, 307—314. Weinbau u. Weinhandel. XIX. 1901, p. 473—474.

[10] WORTMANN J. Untersuchungen über das Bitterwerden der Rothweine. Landwirthschaftl. Jahrbücher. XIX. 1900, p. 629—746.

[11] DESMOULINS A. M. La fermentation des moûts et le Botrytis cinerea. Moniteur Vinicole. 1901, No. 66, p. 262.

[12] LABORDE I. La pourriture grise des raisins et son influence sur la qualité des vins. Revue de Viticulture. XVII. 1902, p. 275—260.

XII[e] CHAPITRE.

Développement du Botrytis sur les différentes parties de la Vigne.

Mycélium dans la baie. Comme je l'avais déjà exposé plus amplement dans mon «Étude sur le Rot livide de la Vigne» (pp. 117. et suiv.) la pulpe de la baie en voie de maturation s'écoule en partie. Ce phénomène commence dans les cellules de la pulpe les plus proches des nervures. Par conséquent le mycélium du Botrytis est moins dense dans les couches intérieures de la pulpe (souvent il est formé de filaments très minces, 1·5 × 2 μ), et il se retire dans la pellicule au fur et à mesure que la baie devient juteuse.

Les filaments du mycèle s'étendant dans la pellicule de la baie sont pour la pluspart minces, mais lorsqu'ils arrivent à l'hypoderme (Planche XV, fig. 38) ils prennent une direction verticale à la surface de la baie, et sans égard à l'épaisseur des parois, ils transpercent les membranes *et deviennent plus forts* (en moyenne 6 μ). J'ai représenté cela même dans la figure 47 de la planche XV: ici la cellule de l'hypoderme (la supérieure) est déjà remplie de filaments épais, tandis que dans la cellule voisine de la pulpe (l'inférieure) les filaments sont minces.

J'ai fait un autre dessin de l'épaississement des tubes arrivés dans la pellicule. (Planche XV, fig. 41.) Cette partie est prise de l'hypoderme de la figure 38, avec un grossissement plus fort (600 fois). Un filament s'est ramifié et, plus haut, il s'est uni de nouveau par fusion.

Le mycélium du Botrytis d'ordinaire tire donc sa nourriture de la pulpe par les filaments minces, puis en se fortifiant il se jette sur l'hypoderme. L'hypoderme à plusieurs couches, qui peut avoir une structure fort variable (dans un de mes travaux j'en ai distingué provisoirement 4 types,[1]) a d'ordinaire des parois épaisses et il est tout-à-fait perforé par les filaments qui parfois peuvent être inclus dans les parois mucilagineuses, gonflées.

Naturellement par la destruction de l'hypoderme, la couleur de la baie malade change aussi.

[1] ISTVÁNFFI GY., de. Études sur le Rot livide de la Vigne. 1902, p. 119.

Arrivés sous la cuticule, les filaments en s'adossant y poussent de nouvelles branches minces. Ils produisent aussi une couche de hyphes plus ou moins dense, qui montre souvent une gélification très prononcée.

Dans la baie le Botrytis chemine à côté du système libéro-ligneux (comme le Coniothyrium), il se fixe dans le liber du système conducteur et le dévore complètement. (Planche XV, fig. 40.) Il pénètre plus rarement dans les vaisseaux ligneux, cela se voit plutôt dans les sarments.

Mais il n'est pas rare que les filaments du mycélium répandu dans la pulpe soient aussi épais que ceux végétant dans la pellicule (partie corticale.) Les filaments du mycèle peuvent devenir des tubes robustes dans la pulpe. (Planche XV, fig. 42, 46.) Sur toutes les deux figures on peut très bien voir la perforation des parois. Ces tubes robustes portent parfois des anneaux d'épaississement. (Planche XVI, fig. 60.)

La membrane des filaments du Botrytis se gonfle facilement et les filaments plus gros sont d'ordinaire mucilagineux. Cela devient très apparent surtout dans le cas d'une sclérose générale, lorsqu'on ne trouve dans la pellicule que des filaments à membrane gonflée.

Les articulations des filaments sont très irrégulières, les cellules courtes alternent avec des cellules longues, même très longues. Dans les cellules courtes on trouve 3 à 4 noyaux, dans les cellules longues, il y en a beaucoup (Planche XV, fig. 43), on les voit bien par un traitement à haematoxyline ferrique.

Sclérose générale. Les filaments du Botrytis arrivés dans la pellicule, forment une couche plus ou moins dense sous la cuticule. La sclérose est souvent générale, elle se répand sur toute la surface de la baie. Les baies enveloppées d'un fort hypoderme conservent encore leur forme ronde, comme on le voit sur les baies malades de la planche XIV (fig. 22, 23, 25, 31, 33, 35) parce que le jus de la baie ne s'écoule que plus tard.

La fig. 48. de la planche XV. représente une baie en sclérose générale. Sur la coupe, la couche des hyphes a une épaisseur inégale et forme par endroits des émergences rondes. Ce sont les commencements des jeunes formations sclérotiques, qui au cours de leur développement deviennent toujours plus gran-

des et fendent la cuticule. Les cloisons de la baie mûre et les grains ne sont pas représentés dans le dessin, parce que les couches intérieures de la pulpe se sont déjà écoulées et que les grains ont été enlevées à la préparation.

Le jus des baies moins résistantes s'écoule, la pellicule perd sa turgescence, la baie se ratatine. Cela se voit dans la fig 44 de la planche XV. La sclérose s'engage profondément dans l'hypoderme de la baie ratatinée et sous la cuticule fendillée on voit le développement des sclérotes.

Formation des sclérotes. En observant la formation des sclérotes sur les baies recueillies dans les vignobles, j'ai pu faire de nombreuses observations fort intéressantes et complètement nouvelles. La formation des sclérotes n'a pas encore été étudiée dans ses détails et, comme je vais le démontrer, n'est pas un phénomène si simple, qu'on le prétend.

Je distingue 4 types différents.

Des sclérotes peuvent se former:

1° de pelottes solitaires (planche XV, fig. 39, 45);

2° d'un tissu de hyphes feutré homogène (planche XV, fig. 49);

3° d'un tissu de hyphes feutré homogène avec une couche de pelottes intermédiaires (planche XV, fig. 50);

4° d'un tissu de hyphes avec beaucoup de pelottes (planche XV, fig. 51).

Conformément à ces types la structure des sclérotes montrera aussi des différences.

1er type. Le commencement du sclérote se développant d'une pelotte solitaire se présente comme une petite masse pelotonnée de hyphes. Si les hyphes répandues dans la baie sont minces, alors la pelotte se forme sous la cuticule, où, comme je l'ai décrit, les hyphes se fortifient déjà. (Planche XV, fig 39.) Sur la coupe mentionnée on voit des deux côtés deux pelottes jeunes et au milieu une pelotte plus forte. Ces pelottes croissent par la ramification et l'allongement successif de leurs filaments; elles soulèvent la cuticule, montent à la surface et s'entourent d'une couche corticale.

Lorsque les filaments du mycélium répandu dans la baie sont forts, la formation des pelottes peut commencer dans les

couches plus profondes de l'hypoderme et même dans les couches voisines de la pulpe. (Planche XV, fig. 45.) Ici la pelotte sclérotigène s'enfonce profondément dans l'hypoderme, et au dessus d'elle on voit encore beaucoup de filaments parallèles dont le bout supérieur est jauni. La cuticule épaisse ne s'est pas encore fendue, c'est le couteau du microtome qui a enroulé la bande mince de cuticule bornant la coupe à l'extérieur. Le développement ultérieur du sclérote se fait par la croissance. La pelotte devient toujours plus grande et forme ainsi un sclérote profondément enfoncé dans la baie. Dans ces deux cas il ne se forme que de petits sclérotes.

2e type. Le sclérote à commencement feutré se développe de telle sorte que les filaments de hyphes minces (engagés dans l'hypoderme) croissent verticalement en hauteur et emportent avec eux les restes de l'hypoderme, et la cuticule. (Planche XV, fig. 49.) Ainsi il se forme une masse épaisse, filamenteuse, qui s'entoure aussi d'une écorce et devient plus compacte par suite de la ramification et de l'enchevêtrement des hyphes.

3e type. Le sclérote à commencement feutré avec des pelottes intermédiaires se constitue aussi de hyphes minces, comme le type précédent, avec cette différence que dans sa masse il se forme beaucoup de pelottes affectant une couche médiane. (Planche XV, fig. 50.) Ces pelottes deviennent toujours plus grandes, elles fusionnent, le tissu feutré devient compact par la pénétration de nouveaux filaments et d'enchevêtrement continu, enfin il se forme une écorce. Sur la coupe dessinée on voit déjà la condensation des filaments sous la cuticule. Les filaments formant les pelottes d'ordinaire se gonflent facilement, et ainsi la couche des pelottes est singulièrement brillante et fortement réfringente. Le gonflement des filaments sclérotigènes a pour départ cette couche médiane.

4e type. Le sclérote débutant avec beaucoup de pelottes, ressemble à celui qui commence par un tissu feutré, mais dans le tissu peu serré il y a beaucoup de pelottes dispersées irrégulièrement. Ces pelottes grandissent, leurs filaments se fortifient et se gonflent. Les filaments étendus comme des cordes entre les pelottes seront repoussés par les pelottes en voie de croissance occupant toute la place. Les filaments sur la périphérie s'unis-

sent fortement. Ces commencements de sclérotes ont été recueillis vers la fin d'Octobre.

Selon la structure définitive on peut distinguer deux types de sclérotes mûrs, c'est à dire ils peuvent être ou bien filamenteux ou cartilagineux. Dans les sclérotes mûrs à structure filamenteuse, les filaments ont une épaisseur égale; on les distingue toujours, leur membrane peut être gonflée (Planche XV, fig. 53). L'épaisseur des filaments est de 14 à 16 μ.

Les filaments du sclérote mûr à structure cartilagineuse (planche XV, fig. 52) ont une épaisseur inégale, leur membrane est gonflée irrégulièrement et ils se confondent. Le sclérote du Sclerotinia Fuckeliana dessiné par DE BARY (Morphologie der Pilze, p. 33, fig. 13) est du type cartilagineux. Je lui ai donné ce nom par ce qu'il rappelle le tissu-cartilagineux et aussi le tissu formé de hyphes gélatineuses des grandes Algues marines.

D'après mes observations les sclérotes se formant des commencements feutrés ont une structure moins dense, tandis que les sclérotes à pelottes sont plus forts, plus compacts. Je dois souligner que c'est le gonflement, la jonction ultérieure des filaments qui donne aux sclérotes leur structure définitive. En examinant la structure des sclérotes en développement nous trouvons toute sorte de transitions.

Les sclérotes en développement sont des formations molles, incolores ou blanchâtres et, comme on le voit sur la fig. 20. Planche XIV., ils sortent de la pellicule de la baie comme de grandes gouttes mucilagineuses. Les petits sclérotes sont plus denses déjà à partir de leur commencement et se revêtent plus tôt d'une écorce.

J'ai observé les types décrits sur des baies. Sur les sarments et les pousses en voie d'aoûtement, j'ai aussi pu constater la formation à pelottes solitaires dans l'écorce des sarments. Sur les sarments les jeunes sclérotes ont aussi l'apparence de gouttes gélatineuses (Planche XIV. fig. 1. 2. 3) ils sont jaunes à cause de la cuticule qui les revêt.

Les grands sclérotes déjà presque mûrs formés sur des baies et entourés d'une couche corticale brune-foncée, présentent sur la coupe transversale *une structure imitant des tissus différents :*

a) 1° sous la couche corticale, 2° on peut distinguer l'écorce formée par des filaments verticaux à la surface et 3° la partie médullaire formée de groupes polygonaux. J'appelle cette structure «*marbrée*» parce que les coupes colorées présentent un aspect marbré. (Planche XV. fig. 54.)

b) L'autre type est, comme je l'avais vu sur de grands sclérotes (longs de 3 mm.) le suivant: 1° après une couche corticale noire formée de plusieurs assises vient, 2° l'écorce extérieure (correspondant à l'écorce du type précédent) formée par des filaments à membrane gonflée dirigés vers la surface, puis succède 3° *l'écorce intérieure* qui manque chez le type précédent. Elle a une structure très compacte et se colore fortement; 4° enfin on voit la partie la plus considérable la moëlle, formée par des hyphes minces, à membrane gonflée, elle se colore plus clairement (étant moins dense) et on y voit éparses dans toutes les directions des hyphes plus fortes, droites. Celles-ci sont pleines d'un plasme dense, leur membrane est mince et se colore fortement.

Quant à l'explication de ces deux sortes de structure je pense ne pas me tromper lorsque je fais dériver la structure *a)* du 4ᵉ type (à beaucoup de pelottes) et la structure *b*) du 3ᵉ type (type feutré avec une couche de pelottes intermédiaires).

La membrane des hyphes formant les sclérotes est souvent très gonflée, se confond souvent et forme un mucilage sans structure. Cela se voit très bien dans le cas des sclérotes cartilagineux. En outre, par un traitement à l'Eau de Javelle, la membrane mince même des hyphes se gonfle considérablement, elle devient ondulée et trahit ses couches. (Planche XVI. fig. 61.) L'haematoxyline de fer, la safranine et le chloroiodure de zinc peuvent bien servir à la démonstration du contenu des filaments, parce que le plasme se différencie de la membrane réfringente incolore; avec l'haematoxyline de fer on peut aussi très bien colorier les noyaux épars dans le plasme réticuleux.

Formation de la couche corticale. La formation de la couche corticale des sclérotes commence lorsque la cuticule est déjà tombée. (Planche XV. fig. 56.) Les extrémités rondes, gonflées des filaments s'associent, leur membrane s'épaissit et brunit. (Planche XV. fig. 58.) Ce changement de couleur s'étend len-

tement à la membrane de la cellule corticale séparée par une cloison de la hyphe-mère.

Souvent la couche corticale des sclérotes plus âgés est formée de plusieurs assises. (Planche XV. fig. 59.) La couche corticale peut être très régulière et rappelle l'épiderme; la paroi extérieure des cellules est toujours bombée et fortement épaissie. Vue d'en haut, la couche corticale imite un tissu parenchymatique sans méats, formé de cellules 4 à 5 angulaires. L'épaisseur de la couche corticale à plusieurs assises est d'ordinaire de 30 μ. La couche corticale se forme aussi sur les parties du sclérote enfoncées dans le substratum, ainsi dans l'hypoderme de la baie. (Planche XVII. fig. 94.)

Sur les sclérotes cultivés dans un flacon, j'ai trouvé que sur la partie du sclérote qui adhère au verre, la formation de la couche corticale ne commence que très tard, quoique les autres parties du sclérote soient déjà tout-à-fait recouvertes d'une couche corticale noire.

Dans la potasse caustique la couche corticale du sclérote ne se gonfle pas, elle devient seulement un peu plus claire. Lors de la germination elle est tout simplement déchirée par l'apothèce ou les conidiophores en formation.

Nous savons, d'après les travaux de Van Wisselingh que la couche corticale contient des principes chitineux. En effet la couche corticale des sclérotes complètement mûrs est très résistante et subsiste même après la germination, elle ne pourrit pas. D'ailleurs on n'a pas étudié plus spécialement la couche corticale des sclérotes du Botrytis cinerea (Sclerotinia Fuckeliana). On ne trouve qu'un seul dessin dans l'ouvrage de De Bary. Brefeld publie un dessin du Sclerotinia Sclerotiorum (Schimmelpilze IV. 1881. p. 116, Planche VIII. fig. 10) représentant une coupe transversale du bord d'un sclérote. Tout cela se rapporte seulement à l'état de maturité complète.

Petits organes sclérotiques de la forme d'un cone, ils étaient tout à fait inconnus. Ces organes consistent essentiellement en une pelotte couverte de hyphes, formant une sorte d'écorce autour la pelotte-mère. (Planche XVI, fig. 62.)

Quant à leur développement j'ai trouvé qu'ils se produisent épars comme des pelottes solitaires sur les baies. Les hyphes

de la couche corticale de ces pelottes solitaires se redressent, déchirent la cuticule et sortent du cone. (Planche XVI, 62.) Sur des exemplaires plus développés on observe que les hyphes robustes de la pelotte se transforment en conidiophores. Souvent ils se revêtent d'une couche corticale brun-clair, transpercée plus tard par les conidiophores. (Planche XVI, fig. 63.)

La pelotte devient dans les organes adultes pseudoparenchymatique. Le temps de repos de ces organes sclérotiques est court. Ils ont germé — sur les baies conservées dans des bocaux — au commencement du mois de Décembre. La chaleur en a donc hâté la germination, tandis que les vrais sclérotes entourés d'une forte couche corticale n'ont germé avec des apothèces qu'au printemps suivant.

Je considère ces petites formations solitaires, germant avec des conidiophores comme des organes sclérotiques d'un ordre inférieur, servant seulement à la production de conidies.

Germination des sclérotes par des conidiophores. Elle a été observée sur des coupes en séries fixées et coloriées. On peut distinguer deux cas.

1. **Germination immédiate.** Les sclérotes développés sur des baies conservées en flacon, dont le temps de repos a été très court, germaient déjà vers la fin de Décembre sous l'influence de la chaleur. Un tel cas est représenté par la fig. 65, planche XVI. Dans le sclérote en voie de germination les tiges des conidiophores se forment dans l'intérieur du sclérote, leurs commencements incolores se distinguent très bien. Dans le grand sclérote de ce dessin on les voit comme des filaments droits (larges de 9 μ) remplis d'un plasme dense.

Avec un fort grossissement on peut voir que la base du conidiophore (planche XVI, fig. 67) prend son origine des branches des hyphes gonflées. Dans le sclérote mi-aoûté les hyphes engendrent des articules multipolaires, par l'élargissement de leurs cellules ramifiées, qui donnent naissance aux conidiophores, faciles à reconnaître même à leur couleur tirant sur le jaune.

Je donne aussi le dessin d'un état plus avancé. (Planche XVI, fig. 68.) Cette coupe est prise sur le bord du sclérote. Le conidiophore (19 μ) s'engage parmi les hyphes, sa base est jaunie.

Les conidiophores sortent du sclérote dans toutes les directions ; le corps du sclérote est tout à fait hérissé de conidiophores (fig. 65). Sur les coupes nous trouvons donc souvent des conidiophores atteints transversalement, les plus forts apparaissent comme des cellules à large lumière (18 à 27 μ) à membrane jaune. (Planche XVI, fig. 70.)

Dans les vignobles la germination de ces sclérotes estivals commence déjà en Septembre et a été observée jusqu'à la fin d'Octobre. Les conidiophores ont été forts, mais à leurs extrémités ils ont poussé des branches grêles avec quelques conidies seulement.

2. **Germination à tissu stromatique.** L'autre mode de germination a été observé sur des sclérotes hivernés dans les vignobles. Sur les coupes faites des sclérotes germés dans le sol du vignoble (à la fin de Mai ou en Juin), on remarque au dessus des groupes de conidiophores un petit coussin pseudoparenchymatique, formé par le cloisonnement des cellules corticales. Les cellules de ce coussin, engendrent ensuite les conidiophores en s'allongeant en tubes. (Planche XVI, fig. 64.)

Ce mode de germination correspond donc à la formation ordinaire de conidiophores, que j'ai appelée formation avec tissu stromatique. (Planche XVII, fig. 87.) Ces coussins de tissu stromatique peuvent acquérir une grandeur considérable et forment souvent de véritables émergences (ne pas confondre avec les organes sclérotiques coniques).

Je signale encore que les sclérotes formés sur les pétioles et les sarments, peuvent renfermer non seulement des couches de l'écorce de la plante, mais aussi des masses entières de tissus ; et leur consistance devient souvent lâche à cause de ces inclusions étrangères. La formation des conidies est tellement abondante que souvent toute la surface du sclérote en est recouverte. Il est intéressant que, parallèlement avec la formation des conidiophores et avec le degré de la fructification, le contenu des hyphes diminue, à la fin les hyphes du sclérote se vident complètement.

Petites pelottes dans les sclérotes. J'ai observé dans les sclérotes mi-aoûtés (développés sur des baies), lorsque la couche corticale brunit déjà, de singulières petites pelottes. Dans les

coupes fortement coloriées elles ressemblent beaucoup aux formations mitotiques.

Elles se forment par la ramification abondante des hyphes minces et sont des formations tout-à-fait nouvelles.

Ces pelottes apparaissent sur les coupes bien coloriées sous forme de taches foncées bien distinctes (Planche XVI, fig. 65, grand sclérote). D'abord elles sont bien enchevêtrées, serrées (Planche XVI, fig. 66), les hyphes apparaissent uniformément teintes; le diamètre de ce petit groupe est de 18 μ. Ces pelottes sont disposées sans ordre dans le sclérote. Plus tard elles grandissent à mesure que le sclérote grossit, leur hyphes s'épaississent (Planche XVI, fig. 71), puis elles se relâchent par l'éloignement des hyphes, en un mot elles s'épanouissent (Planche XVI, fig. 69). Dans les cellules des filaments fins on distingue parfaitement les noyaux. Cette pelotte longue de 45 μ est située immédiatement sous la couche corticale en voie de détachement. Dans le voisinage de la pelotte une cellule s'est gonflée et affecte la forme d'une bouteille, son protoplasme occupe le centre et pousse des branches vers la périphérie. C'est la coupe d'un tube-conidiophore en développement.

Ces pelottes s'ouvrent entièrement, leurs hyphes s'épaississent (Planche XV, fig. 73), et ainsi elles se confondent dans le tissu du sclérote. Quant à leur rôle, je pense qu'on peut les considérer comme des foyers servant à la production des hyphes par ramification abondante.

Germination des sclérotes par des apothèces. Les sclérotes trouvés sur les feuilles sont d'ordinaire ronds, et plus ou moins creux. Ils se développent dans le limbe de la feuille et en incorporent les tissus, tellement, qu'on peut encore reconnaître partiellement dans le sclérote les cellules palissades ainsi que les vaisseaux à épaississement spiralé.

Les sclérotes se forment ou à la surface de la feuille, ou bien ils sont engagés dans les couches profondes. Les superficiels s'enroulent souvent et représentent des corps voûtés saillants. En les enlevant on constate encore sur leurs bouts les restes du limbe de la feuille sèche (Fig. 15,$_3$). Les sclérotes enfoncés restent plats. Nous avons déjà signalé que les sclérotes contiennent beaucoup d'inclusions — éléments morts de la feuille

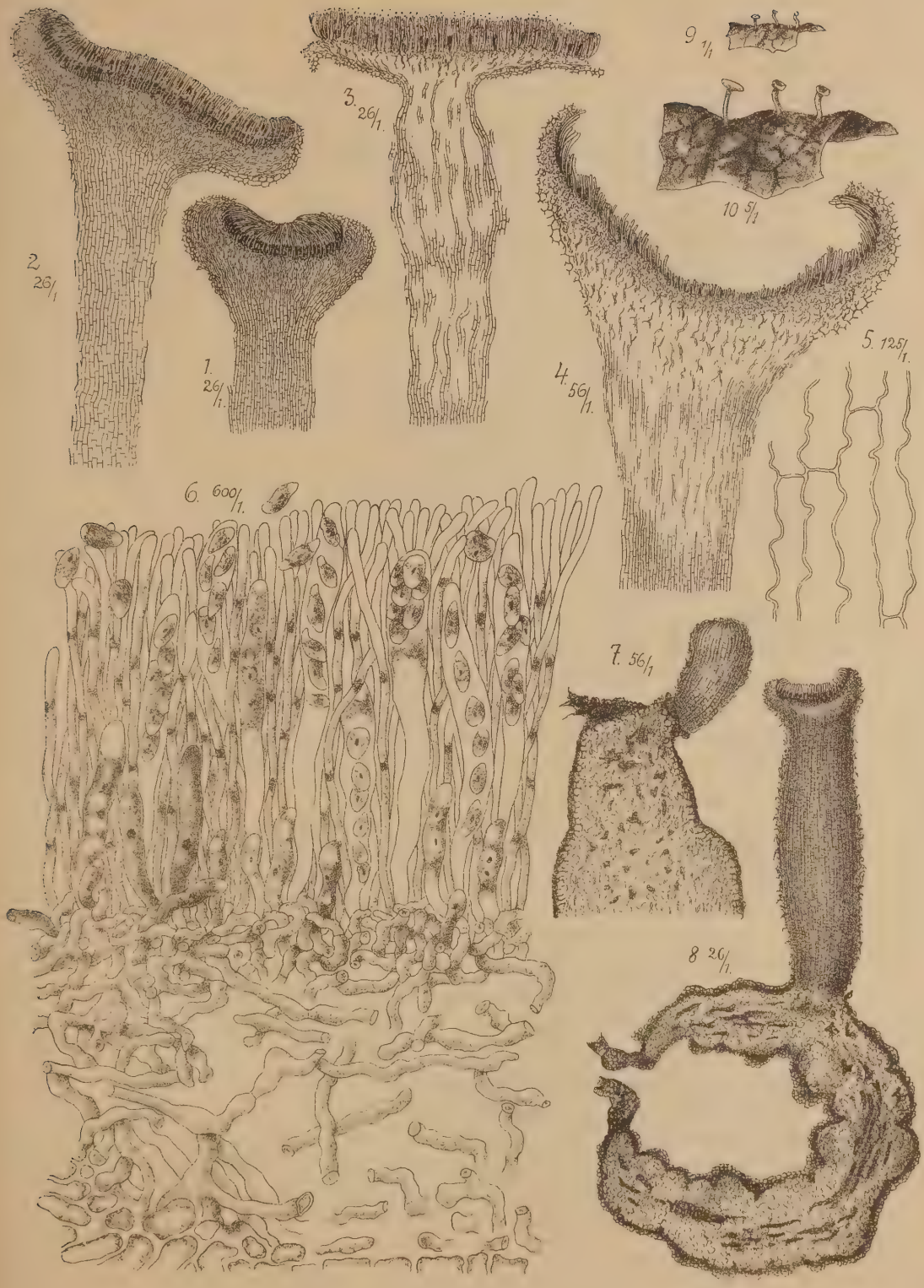


Fig. 15.

— en conséquence le tissu fongique dense qui les remplit n'est presque jamais aussi homogène que dans les sclérotes produits sur les autres organes de la vigne.

Leur couche corticale est plus claire, brune et un peu plus mince que celle des sclérotes développés sur les baies. La hauteur moyenne des cellules de la couche corticale est de 8 μ, l'épaisseur de la paroi extérieure voûtée de 3 μ; en outre la lumière des cellules est fort variable.

La germination de sclérotes peut commencer sur un point quelconque.

De Bary dit aussi qu'elle n'est pas liée à un endroit morphologiquement défini (l. c. p. 40).

Lors de la germination les hyphes du sclérote se gonflent, elles deviennent réfringentes, le revêtement du plasme est d'ordinaire faible (large de 3 à 3·5 μ), mais il se différencie très nettement après les tinctions.

Sur le sclérote en germination 2 à 6 apothèces peuvent se développer à la fois. Lors de la germination, la couche corticale se fend et les hyphes enchevêtrées du sclérote poussent de longs tubes parallèles, qui, en s'associant, forment le jeune point végétatif. Les filaments étroits, serrés (larges de 2·5 à 3 μ) du point végétatif cheminent côte à côte parallèlement, en convergeant au bout qui représente le commencement du chapeau. Le jeune point végétatif est toujours poilu (fig. 15_7).

Il faut encore remarquer, que par mégarde on n'a pas dessiné la section médiane du commencement du jeune apothèce, mais la première coupe, qui représente par conséquent la surface de l'apothèce.

Puis le point végétatif s'allonge, la partie supérieure — la tête — se compose de hyphes étroitement serrées, tandis que le pied est constitué de tubes ondulant parallèlement à l'axe. Elles sont composées de cellules longues, à membrane mince (largeur 6 μ). Le contenu protoplasmique est réticulé, les mailles décèlent des granules métachromatiques: d'ordinaire on remarque aussi un noyau dans chaque cellule. Les cellules des tubes poussent continuellement de nouvelles branches (sous les cloisons) qui croissent acropétalement entre les hyphes, et c'est ainsi que les tissus du jeune apothèce deviennent plus solides.

Le pied atteint ordinairement la longueur de 4 à 5 mm., à la base il se différencie une sorte d'écorce par le cloisonnement des filaments à cellules plus larges (8 μ).

Le pied soulève le point végétatif, et lorsque la tête grandit il devient concave dans son centre (= coupe); en même temps il se forme une écorce pseudoparenchymatique sur la partie inférieure de la tête, qui de son côté s'élargit ensuite en coupe.

La tête se différencie ensuite, l'assisse de l'hyménium apparaît, au dessus on remarque un tissu laxe (fig. 15_1).

La couche de l'hyménium ne contient d'abord que des paraphyses stériles. Les asques bourgeonnant de la base se forcent un chemin entre les paraphyses.

A mesure que la couche des asques se développe, la coupe presque fermée de l'apothèce s'ouvre (fig. 15_2).

C'est que la déhiscence et l'aoûtement de l'hyménium vont parallèlement.

Le contenu des paraphyses est granulé, puis écumeux. Au commencement il se teint plus fortement, plus tard, lorsqu'il devient écumeux, les parties plus denses seules se teignent fortement. Et comme ces parties sont situées à la même hauteur dans toutes les paraphyses voisines, la couche des paraphyses présente, vue à un faible grossissement, un aspect rayé horizontalement.

Les jeunes asques n'ont qu'un seul noyau (fig. 15_6), qui, par suite de divisions successives produit les noyaux des spores. Les noyaux-filles des spores s'éloignent vers l'extrémité libre de l'asque et s'y placent à intervalles égaux. Les spores supérieures se développent les premières.

Le pôle des spores dirigé vers la base de l'asque est pointu, il se teint mieux que le pôle supérieur plus arrondi.

Dans les spores mûres on trouve un noyau, rarement deux ou trois. Les spores à plusieurs noyaux sont d'ordinaire plus grandes et leur forme n'est pas aussi régulière. Les asques sont longues de 60 μ et larges de 6 μ, elles contiennent d'ordinaire 5 à 8 spores (dimensions de la spore 9 μ + 4 μ). La largeur des paraphyses est de 1·5 μ, elles sont gonflées à l'extrémité libre en forme de massue.

Pendant la sporulation, les sclérotes se vident ; — de sorte qu'à l'apparition des jeunes asques il n'y a de contenu que dans les cellules autour de la base du tige. Les autres sont presque vides et les membranes se sont ammincies, formant sur les coupes un réseau fragile.

Les matières plastiques du sclérote sont donc entièrement employées à la production de l'apothèce, il parait que les matières mêmes de la membrane sont utilisées. Mais en outre les matières plastiques du pied sont aussi employées à la formation de l'apothèce. Les cellules des tubes se vident, leur membrane devient ondulée (fig. 15_5). Les tubes se dissocient, entre eux il y a des méats remplis d'air. Alors les asques sont déjà aoûtées (fig. 15_3). Après l'éjaculation des spores la coupe de l'apothèce s'enfonce et ses bords se retroussent (fig. 15_4).

Pour l'étude des apothèces nous avons fait des coupes de 5 μ. Nous les avons teintes avec de l'haematoxyline de fer selon le procédé de M. HEIDENHAIN. Les coupes faites sur la matière incluse dans de la paraffine, ont été collées sur les portes-objets avec de l'eau distillée. Après l'enlèvement de la paraffine nous avons traité les coupes selon le procédé habituel depuis les alcools jusqu'à l'eau distillée. Puis nous les avons placées dans un bain d'alun de fer à 2·5%, où elles sont restées de 1 à 24 heures. De ce bain nous les avons transférées dans une solution d'haematoxyline à 0·5%. Pour la tinction $^1/_4$—$^1/_2$ heure a suffi. Si on laisse les coupes plus longtemps dans l'haematoxyline la différenciation se ralentit. Après la tinction nous avons lavé les coupes à l'eau distillée, puis nous les avons différenciées par le bain mentionné et enfin mises dans de la glycérine alcalisée.

Faculté germinative. Les sclérotes trouvés sur des feuilles cueillies en Juin 1903 ont été conservés dans un endroit sec (en hiver en chambre chauffée) et ils furent ensemencés après une année et neuf mois (le 2 Mars 1905) sur du sable stérile humecté avec de l'eau stérilisée (dans de petites boites en verre). Entre le sable et le couvercle du flacon il y avait une couche d'air haute de 1·5 cm. La germination a aussitôt commencé et en 6 à 9 jours les apothèces se sont développés. Quelques sclérotes ont même produit 5 apothèces (E. ROSTRUP

donne le dessin d'un sclérote à 7 apothèces dans son: Plantepatologi. 1902, p. 545, fig. 230). Dans un cas nous avons même observé des apothèces jumeaux. Lorsque plusieurs apothèces se sont formés, ils ont poussé dans toutes les directions. Les apothèces développés en chambre sont plus petits que ceux qui ont germé dans le vignoble, p. ex. ceux qui se sont formés en Juin 1903 des sclérotes, de même origine. Leur développement s'était bientôt arrêté, après 15 jours la coupe ne s'est pas encore différenciée, et au bout de trois semaines ils se sont desséchés.

Nous avons fixé sur des porte-objets en chambre humide quelques-uns de ces apothèces de trois semaines avec leur sclérote; dans l'espoir de pouvoir forcer le développement de l'hyménium. Mais en vain, les ascospores ne se sont pas développées; mais la coupe d'un apothèce tombé dans le moût au fond de la chambre-humide, a poussé un beau mycélium sur ses bords.

Dans une autre expérience nous avons ensemencé le 2 Mars 1905 sur du sable stérile humecté avec de l'eau stérilisée les sclérotes recueillis en Juin 1903 dans le vignoble de Besnyő (Domaine de la Couronne) et conservés au laboratoire. Mais ils n'avaient pas encore germé au bout de 3 semaines.

Nous avons aussi ensemencé des fragments de ces sclérotes. Les petits sclérotes furent coupés en deux, les grands en trois morceaux. Les fragments furent placés dans des boîtes en verre sur du papier filtre humecté avec de l'eau ou avec du moût (18 Mars 1905). Le neuvième jour une moitié de sclérote a poussé dans le moût un petit apothèce trapu, mais la coupe (tête) de l'apothèce ne s'est pas développée. Les autres fragments se sont gélifiés plus tard et n'ont rien produit.

Les sclérotes recueillis en Juin 1903 sur des feuilles, ensemencés sur du sable fortement humecté (dans le courant de l'hiver de 1903 et au printemps de 1904), ont toujours produit des conidiophores richement ramifiés. Ils avaient tant d'humidité qu'en peu de temps ils ont pourri.

Il résulte de ces expériences que la capacité germinative des sclérotes, conservés pendant une année et 9 mois, s'affaiblit, par ce qu'au bout de ce temps ils n'ont poussé que des

apothèces stériles. Il résulte aussi que la production des apothèces n'est pas fixée à un certain endroit déterminé du sclérote, et que dans le milieu nutritif les apothèces poussent un mycèle. Enfin il paraît que l'humidité excessive favorise plutôt la production des conidiophores.

Littérature. De Bary [1–2] avait déjà signalé la germination par apothèces (forme Peziza) des sclérotes du Botrytis cinerea (Sclerotinia Fuckeliana), il a dessiné avec un grossissement de 20 fois la germination d'un sclérote produit sur la feuille de la vigne. A la base de la tige de l'apothèce il avait observé des nids cristallins d'oxalate de chaux, mais il n'était pas entré dans les détails.

Plus tard plusieurs mycologues se sont occupés de la formation de l'apothèce. Les travaux de Brefeld [3] et de Pirotta ont paru en même temps.

Brefeld mentionne que les sclérotes du Sclerotinia (Peziza) Fuckeliana trouvés en automne sur des feuilles de vigne, germent de la même manière que ceux du Sclerotinia (Peziza) tuberosa et du Scl. (P.) Sclerotiorum.

Brefeld en a fait des cultures, mais des spores du Botrytis il n'a obtenu que des sclérotes creux très incomplets. Les cellules de la couche corticale noire de ces sclérotes, ont toujours produit pendant des années des conidiophores du Botrytis cinerea et jamais la forme Peziza. [4]

Pirotta [5] résume ses travaux dans le passage suivant:

«Il ciclo di sviluppo della Peziza Fuckeliana, prendendo per punto di partenza le ascospore, può dunque essere diverso, come risulta della esposte serie di coltivazioni, e rappresentarsi nel modo seguente.

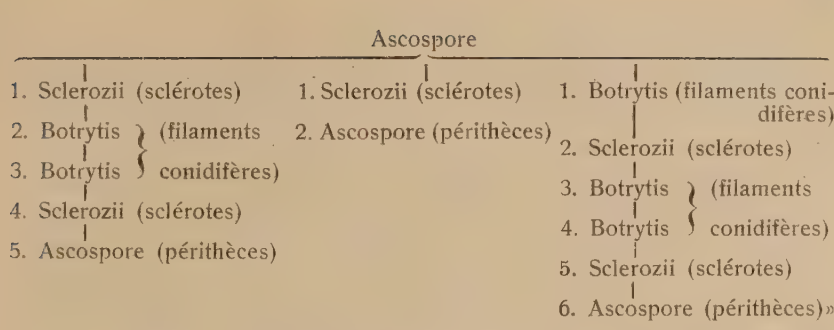
[1] De Bary A. Vergleich. Morphologie und Biologie der Pilze. II. Aufl. 1884, p. 40, fig. 19.

[2] — Ueber einige Sclerotinien und Sclerotienkrankheiten. Bot. Zeitg. 1886.

[3] Brefeld O. Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze. IV. 1881, p. 129.

[4] Brefeld O. Untersuchungen aus dem Gesammtgebiete der Mykologie. X. II. 1891, p. 315.

[5] Pirotta. Sullo sviluppo della Peziza Fuckeliana. Nuovo Giornale Botanico Italiano. XIII. 1881. p. 133. (p. 130—135.)



Ce tableau de PIROTTA représente la marche du développement, qui, à partir de l'ascospore, peut suivre trois chemins différents. A côté des termes de PIROTTA j'ai inscrit ceux dont VIALA [1] s'est servi en résumant les recherches de PIROTTA; VIALA appelle périthèce la fructification avec des asques (Peziza) c'est à dire l'apothèce.

Selon VIALA, L. RAVAZ a aussi observé plusieurs voies du développement. PRILLIEUX [2] (1897) a reproduit des dessins de l'apothèce à longue tige et des asques d'après l'ouvrage de VIALA. TUBEUF [3] n'a pas réussi à obtenir la forme Peziza sur des sclérotes cultivés dans de la gélatine de prune. Selon ZOPF [4] les sclérotes ont poussé des apothèces après un repos d'une année.

J'observe encore que DELACROIX publie dans son «Atlas» des dessins d'après nature sur la germination.

Botrytis cinerea et Sclerotinia Fuckeliana. Le rapport de la forme conidienne, connue sous le nom de Botrytis cinerea, et de la forme Pezize: Sclerotinia Fuckeliana a été, pendant longtemps l'objet de discussions. BREFELD accepte en 1881 l'union, mais en 1891 il ne la trouve pas complètement prouvée. A. B. FRANK (1896) partage aussi le doute de BREFELD.

Mais ce doute est dissipé aujourd'hui.

En résumé, il est clair que les sclérotes cultivés des conidies du Botrytis cinerea peuvent germer avec des apothèces et avec des conidiophores, *et qu'il faut rechercher la cause de ces différents modes de germination dans le temps du repos et dans*

[1] VIALA P. Les Maladies de la Vigne, II. Edit. 1893. p. 354.
[2] PRILLIEUX ED. Maladies des plantes agricoles. II. 1897, p. 420–421.
[3] TUBEUF K. VON. Pflanzenkrankheiten. 1895, p. 281.
[4] ZOPF. Die Pilze. p. 742.

les milieux nutritifs. Je pense qu'après cela il n'y a plus de raison de douter du rapport de ces deux formes: nous pouvons considérer les variations dans le développement comme causées par l'adaptation aux différents hôtes et milieux nutritifs.

Quant au rapport supposé avec le Sclerotinia Libertiana je renvoie à l'ouvrage de RALPH E. SMITH. Selon cet auteur, il n'y a aucune connexion entre les Sclerotinia Libertiana et Botrytis cinerea, et le premier ne possède pas de forme conidienne du type du Botrytis cinerea. («It is maintained above all that Sclerotinia Libertiana and Botrytis cinerea have no connection whatsoever with each other, and that the former species has no conidial stage of this type.»)

Mais on trouve souvent ces deux espèces ensemble; cette circonstance, jointe à la ressemblance de leur mycélium et à leur manière identique d'attaquer la plante, — explique pourquoi on les a confondues (l. c. p. 405 à 406).

E. ROSTRUP accepte aussi ce point de vue et croit qu'il serait le plus pratique de rattacher au Sclerotinia Fuckeliana toutes les formes produisant des conidies: «Det vil formentlig rigtigst indtil videre at henføre alle Former, der har Botrytis-Knopceller til Sclerotinia Fuckeliana.»

Organes d'attachement. Sur des grappes tout récemment attaquées par le Botrytis j'ai souvent observé que les baies en contact avec la baie malade (c'est à dire contenant déjà du mycélium) perdent aussi de leur couleur, et qu'elles tombent malades. En examinant ces cas, on pouvait voir sur des coupes faites sur les deux baies incluses ensemble, qu'elles étaient liées fortement l'une à l'autre par des houppes d'attachement poussées de la baie malade. (Planche XVI, fig. 74.) Ces houppes s'attachent si fortement à la baie encore saine qu'elles y sont restées malgré la coupe.

La fig. 81, planche XVI, a été combinée sur des coupes en séries très minces. On peut clairement voir sur le grain malade les conidiophores en groupes poussant sur les coussins pseudoparenchymatiques. Par une ramification abondante, ces conidiophores produisent les grandes houppes d'attachement à membrane tirant sur le jaune.

La baie des organes d'attachement est recouverte d'une matière exsudée limitée par une ligne double, ce qu'on voit sur

la planche XVI, fig. 81. J'ajoute encore que nous avons dessiné l'épiderme de la baie voisine un peu plus loin, afin que la matière collante soit mieux visible.

Les organes d'attachement se développent aussi lorsque le grain voisin est déjà malade et que sa surface est recouverte d'une couche de hyphes feutrée, c'est à dire que l'épiderme est déjà déchiré par la sclérose générale. Les houppes se développent donc aussi sur les obstacles à structure plus molle.

Ces organes d'attachement servent donc à accaparer le grain voisin. Il est probable, quoique nous n'ayons pas pu l'observer, que les branches de la houppe pénètrent dans la baie et y causent une infection mycélienne. Dans les interstices des houppes d'attachement nous avons vu des spores en germination qui, assurément, peuvent pénétrer dans la baie, étant assez protégées contre les influences fâcheuses.

Outre ce mode d'attachement j'en ai observé aussi un autre (Planche XVI, fig. 80.). Ici, ce ne sont pas les filaments des conidiophores qui servent d'organe d'attachement, mais les hyphes du mycélium se développant sous l'épiderme.

J'ai déjà mentionné que des houppes mycéliennes peuvent souvent se développer sous la cuticule, surtout lorsque les hyphes sont fortes et que la cuticule est très résistante. Les embranchements de ces houppes dichotomiques se gonflent fortement, puis transpercent la cuticule, et s'attachent au grain voisin. Ces filaments incolores deviennent de simples organes d'attachement.

Dans tous les deux cas le grain malade s'attache fortement au grain sain.

Nous avons trouvé déjà depuis 1900 sur la surface des grains malades du cépage Furmint des houppes d'attachement (planche XVI, fig. 75 et 76), qui correspondent tout-à-fait aux houppes (d'appressoires) se développant dans les cultures.

Maintenant il est facile de constater que ces houppes correspondent au 1er type des organes d'attachement décrits par moi.

Ces organes en forme de massue robuste se développent par fausse dichotomie d'un seul filament, leur couleur est vert-brun. Leur conformité avec les organes d'attachement développés sur des grains conservés en laboratoire est évidente.

L'apparition dans les vignobles des appressoires ou houppes d'attachement dont nous parlons, est un fait d'intérêt général, parce qu'elle nous renseigne sur le but des ces organes que l'on n'avait trouvés jusqu'ici que dans des cultures.

Nous avons fait connaissance d'un nouvel organe à l'aide duquel le grain malade accapare son voisin.

D'autre part il ressort que les conidiophores peuvent se transformer dans certains cas, en organes d'attachement d'une utilité réelle.

Les matières secrétées par les organes d'attachement pénètrent dans la baie accaparée. Cela se voit déjà à la couleur changée. Je pense que par ce moyen la cuticule devient molle et ainsi elle est préparée d'avance aussi pour la pénétration des conidies en germination.

Je n'ai pas pu observer la pénétration des filaments de l'organe d'attachement, mais entre eux il y avait toujours beaucoup de conidies en germination.

BÜSGEN[1] qui s'est occupé le premier de la recherche des appressoires développés en culture, décrit leur fonction de la manière suivante:

«Die Hyphe, welche den Angriff ausführt, bildet früher oder später ein Appressorium, welches — der Ausdruck sei einen Augenblick erlaubt — die Tendenz besitzt, auf der Berührungsfläche eine Ausstülpung zu treiben. Geschieht dies auf einer Epidermis, deren Cuticula von dem Pilze gelöst oder erweicht wird, so wächst die Ausstülpung in der einmal eingeschlagenen Richtung weiter in die berührte Epidermiszelle hinein. Dies ist z. B. der Fall auf den Blättern von Dahlia variabilis. Löst das Pilzferment die Cuticula nicht, so wird aus dem Appressorium eine Quaste, die mit immer wachsender Stärke auf ihre Ansatzfläche drückt, bis sie jene sprengt und damit eine Einlasspforte herstellt. Diese mechanische Thätigkeit wird unterstützt durch die gleichzeitige Abtödtung und Erweichung der unter der zu sprengenden Cuticula gelegenen Zellen und Zellwände durch das Gift des Pilzes».

«Ein rein mechanischer Vorgang ist demnach das Eindringen des Parasiten in keinem Falle. Das Einbrechen selbst wird

[1] BÜSGEN M. Ueber einige Eigenschaften der Keimlinge parasitischer Pilze. Botanische Zeitung 1893, III—IV. Heft p. 58—59.

durch chemische Veränderung des entgegenstehenden Substrates unterstützt; und auch die Bildung von Appressorien und ihrer Ausstülpungen ist von chemischen Vorgängen insofern abhängig, als sie eine ausreichende Ernährung der Pilzkeimlinge voraussetzt.»

Comme il résulte de cette partie citée, BÜSGEN explique la pénétration des germes du Botrytis par la formation des appressoires. Mais il n'avait pas connaissance de l'apparition dans les vignes de si grands organes d'attachement.

Il faut encore citer FARNETI[1] qui explique d'une manière différente la valeur morphologique des organes d'attachement:

«DE BARY chiama Haftorgane (rampini) questi rami speciali e vi attribuisce la funzione di organi di fissazione e di penetrazione. — I rampini del DE BARY, secondo le mie osservazioni, non sarrebero altro che conidiofori che pervenendo a contatto di organi teneri di pianta vivente, si transformerebbo in organi di adesione, indi di penetrazione. Le estremità dei rametti dei conidiofori a contatto di nuovo alimento, invece di produrre conidii, si prolungherebbe in un filamento miceliale che invaderebbe i tessuti della pianta. — Comunque, i rampini del micelio delle Sclerotinia avrebbero per adattamento una doppia funzione».

Puis, à la fin de son ouvrage, il dit:

«Les houppes formées par des branches à crochet, étudiées par DE BARY (Haftorgane) sont des organes de propagation incomplètement développés, qui, en certain cas, peuvent servir d'organes d'attachement.»

«Ces organes de propagation se forment par la cladomanie des conidiophores et par la fusion de leurs petites branches, la grappe terminale se transforme en un corps sclérotique qui se désagrège graduellement en conidies».

Il est vrai que FARNETI a examiné la nouvelle espèce Botrytis Hormini et non le Botrytis cinerea. Les organes d'attachement trouvés par nous sur les baies confirment ce qu'il dit de leur valeur morphologique.

Mais la transformation sclérotique et la désagrégation en conidies ne se font pas chez le Botrytis cinerea ni dans la nature

[1] FARNETI R. Intorno allo sviluppo e al polimorfismo di un nuovo micromicete parassita. Atti del R. Istituto Botanico dell'Università di Pavia. Nuova Serie: VII. Estratto p. 1—42, Pl. XVII—XX.

ni dans les cultures. Ici les grandes houppes produites dans les cultures se développent tout autrement, comme j'y reviendrai.

Pour ce qui concerne la pénétration du Botrytis dans les membranes il faut encore mentionner les expériences de MIYOSHI MANABU.[1]

Il a fait des expériences (1895) sur la perforation des membranes végétales, et il a trouvé que les épidermes, les feuilles, le collodium ne sont transpercés par le Botrytis que lorsqu'une action chemotactique agit sur les tubes. La perforation est ordinairement précédée par la formation des organes d'attachement, puis se développent les filaments à infection. En général les filaments des champignons peuvent aussi perforer les membranes à la manière dynamique, il évalue cette force à $^1/_{10}$ à 7 atmosphères. La perforation est souvent facilitée par des actions chemotactiques, qui dissolvent ou amollissent les membranes.

Dans les cas que j'ai examinés, les spores du Botrytis ont perforé les membranes vivantes minces (p. ex. sur les pétales) et même les membranes plus fortes (p. ex. sur les feuilles de la vigne) sans organes d'attachement spéciaux, c'est à dire que le tube en germination a dissous la cuticule. Les membranes des cellules au dessous de la spore en germination jaunissent rapidement sur une grande étendue, ce qui prouve la pénétration rapide des matières secrétées. Je l'avais déjà observé auparavant, et j'en avait fait un dessin dans mon ouvrage sur le rot livide de la vigne. Mais je le signale aussi dans cet ouvrage au Chapitre VI (voir fig. 2 et 4); RUHLAND le mentionne *seulement* d'après KLEBAHN (Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten. XIV, 1904, p. 31.).

Pseudofruits sclérotiques. Les organes d'attachement décrits produisent dans certains cas des formations fort singulières. Sous la cuticule des baies malades j'ai trouvé plusieurs fois des corps isolés, ronds, très réguliers, à membrane brune, formés par des cellules polygonales. Ils ressemblaient beaucoup à une forme de fructification. (Planche XVII., fig. 84.) Par l'étude d'un grand nombre de coupes en séries nous avons pu élucider l'origine et la nature de ces formations énigmatiques.

[1] MIYOSHI M. Die Durchbohrung von Membranen durch Pilzfäden. Jahrb. f. wiss. Bot. XXVIII. 1895, p. 269–289.

Ces corps ronds pseudoparenchymatiques ne sont autres que des organes d'attachement entravés dans leur développement. Ils se sont développés sous la cuticule mais ils n'ont pas réussi à la perforer; enfermés, ils sont devenus des corps ronds par l'agglutination de leurs hyphes.

Le cas le plus simple est représenté par la fig. 77, planche XVI. L'appressoire a son origine dans un filament situé immédiatement sous la cuticule et il s'est développé parallèlement à la surface. — Entre ses branches on voit aussi la base d'un conidiophore coupé en deux. Les cellules de la houppe de l'appressoire sont vides, et elles sont agglutinées.

Dans un autre cas les houppes ont déjà soulevé la cuticule, mais leur développement s'est arrêté et les branches forment par agglutination un corps pseudoparenchymatique de forme irrégulière. (Planche XVI, fig. 68.) Les cellules sont vides.

L'exemple suivant (planche XVII. fig. 85.) nous montre avec un grossissement plus fort les appressoires affectant la forme de corps ronds. Ici on ne peut plus distinguer la hyphe qui les produit. Les cellules sont agglutinées et quelques-unes s'étaient cloisonnées.

Les cellules agglutinées deviennent enfin polygonales par la pression réciproque (planche XVII, fig. 84), les membranes brunissent, le contenu se perd et la hyphe productrice disparaît aussi. C'est l'état adulte.

Parmi ces corps ronds pseudoparenchymatiques j'en ai aussi trouvé quelques-unes dont les cellules étaient gorgées de plasme. Ces corps se sont teints en bleu foncé par l'haematoxyline. Peut-être que ces corps ronds sont des tubercules mycéliens pérennes qui peuvent se développer dans des conditions favorables.

Comme je n'ai trouvé ces formations que dans des préparations microscopiques ou sur du matériel déjà fixé, je n'ai pu observer leur développement ultérieur.

Mais si l'on réussit à prouver qu'elles sont capables de germer, alors le cycle de développement s'enrichira d'une phase nouvelle, très intéressante.

Je vais résumer les faits nouveaux concernant les appressoires :

1° Des appressoires peuvent se produire des filaments conidiophores, après l'enlèvement de la cuticule. Ils servent à accaparer les grains voisins.

2° Des appressoires peuvent se développer sous la cuticule afin de la relever ou de la déchirer. C'est l'effet du stimulus de contact, lorsque la cuticule présente une trop grande résistance envers les hyphes.

3° Des appressoires peuvent se transformer vers la fin de la période végétative sous la cuticule en corps ronds pseudo-parenchymatiques, qui peuvent encore avoir un rôle, comme organes végétatifs hivernants.

Hyphes hivernantes. Il faut encore mentionner que les hyphes se dirigeant vers la cuticule se gonflent souvent en forme de massue, leur extrémité devient jaune ou brun-clair. (Planche XV, fig. 45.) Cela arrive assez souvent lors de la sclérose générale. Le cas représenté planche XVI, fig. 82 est remarquable.

Dans le voisinage du sclérote feutré les hyphes minces, effilées se sont gonflées en massue à leur extrêmité jaune-brun. En outre, les hyphes enfermées par l'épiderme peuvent s'épaissir dans toute leur étendue et développent des filaments à membrane brun-clair (rappelant les téléutospores), très irrégulièrement articulés. (Planche XVII, fig. 83.) Dans leurs cellules on peut toujours démontrer un noyau. Le bout supérieur de ces filaments formé de 2 à 3 cellules ressemble à un bec d'oiseau.

Nous n'avons pas observé le développement ultérieur de ces filaments épaissis. Il est probable que ces filaments hivernent, ainsi on pourra les considérer comme des formations mycéliennes pérennes.

J'ai observé de telles formations sur des sarments que j'ai recueillis le 6 novembre 1901 dans les vignes de Csáktornya. Les tubes parallèles dirigés verticalement sur l'épiderme déchirée sortaient des hyphes gonflées incluses dans l'hypoderme. (Planche XVI, fig. 79.)

Formation de conidiophores. Les conidiophores du Botrytis cinerea poussent *a)* en groupes ou *b)* isolés. Le premier cas se rencontre surtout sur les baies, le deuxième sur les axes.

a) Les conidiophores en groupes poussent immédiatement du mycélium qui se trouve sous la cuticule. (Planche XVII,

fig. 96.) Souvent leur développement est précédé par la formation d'un coussin, ce coussin peut même être soulevé par les filaments qui se développent. (Planche XVII, fig. 86.) Sur ce dessin la baie est recouverte d'un hypoderme fort, à membrane jaune, déchirée seulement aux endroits de sortie des groupes de conidiophores. Le coussin des deux groupes à gauche s'engage dans l'hypoderme, tandis que celui de droite est soulevé.

Les hyphes remplissant les coussins des conidiophores forment d'abord une pelotte. Le coussin devient plus tard par la pression réciproque pseudoparenchymatique. (Planche XVII, fig. 87.) La cellule formant la base du conidiophore se gonfle souvent en forme de boule.

Ce petit coussin parenchymatique rappelle un peu les organes coniques germant avec des conidiophores, que nous avons déjà décrits.

Mais ces derniers forment plutôt une transition aux sclérotes et se présentent en forme de grands cônes.

Le coussin ou support pseudoparenchymatique s'engage souvent profondément dans la baie et repousse l'hypoderme ; sur ses côtes les hyphes ordinaires croissent verticalement à l'épiderme et forment un tissu palissadique ressemblant aux organes d'attachement.

b) Chez les coniodophores poussant isolément on ne trouve aucun coussin ou support. Ils se développent immédiatement des filaments mycéliens sous-épidermiques (planche XVII, fig. 89), autour de leur base le sucre se crystallise sous forme de sphérites. La base du conidiophore est enflée (planche XVII, fig. 91) et isolée par une cloison. Tels sont aussi les conidiophores dessinés par Ralph E. Smith (l. c. planche XXV, fig. 16, 17). Sur les sarments les hyphes produisant des conidiophores sont très épaisses, elles ondulent longitudinalement immédiatement sous l'épiderme, les commencements des conidiophores se présentent comme des branches courtes renflées en sphères. (Planche XVII, fig. 90.)

Ce dessin représente le mode le plus simple de formation des conidiophores. Une cellule d'un tube robuste cheminant à côté de l'épiderme s'allonge en un conidiophore cylindrique, tandis qu'à droite une cellule de forme arrondie soulève la cuticule.

Sur l'autre hyphe, à côté, on voit très bien à l'endroit du rétrécissement la perforation de la cloison, ainsi que la paroi (couleur de fumée) rompue de la cellule mère, par où la cellule fille est sortie. La dernière a poussé des deux côtés deux bourgeons conidiophores.

Sclérotes lobés, creux. Les sclérotes se développant sur les baies croîssent parfois d'une façon irrégulière et leur base se détache par suite de tensions inégales (planche XVII, fig. 97), il en résulte la forme recourbée en arc. La couche corticale se développe aussi dans ce cas sur la partie inférieure du sclérote, détachée déjà de la baie. Par suite de la croissance inégale il se forme des sclérotes ridés (Pl. XVII, fig. 93) qui peuvent aussi se ramifier, comme p. ex. les sclérotes (longs de $5^1/_2$ mm., larges de 3 mm.) trouvés dans un stratificateur à Torda en 1899 (planche XVII, fig. 100), les sclérotes de forme irregulière deviennent le plus souvent creux.

De grands sclérotes peuvent aussi se former par la fusion de plusieurs groupes voisins des hyphes sclérotigènes, qui déchirent la cuticule en plusieurs endroits. (Planche XVII, fig. 98.) Le cas contraire, la bipartition ou division, se voit fig. 99, Planche XVII. Ce sclérote s'est divisé par la croissance en deux directions, en deux lobes jumeaux, à peine unis, creux.

La sclérose est souvent très profonde et il se forme alors des sclérotes enfoncés. La fig. 37, pl. XIV. montre une de ces formes; la base est revêtue d'une couche corticale même parmi les cellules de l'hypoderme (planche XVII, fig. 94), cette couche corticale a une surface irrégulière et ses cellules pénètrent comme des dents dans les cellules des tissus.

Rarement des sclérotes peuvent se développer à la base des baies, dans le sillon, comme des formations linguiformes très effilées. (Planche XVII, fig. 101.)

Inclusions. J'ai déjà mentionné plusieurs fois que surtout les sclérotes engagés profondément dans la plante peuvent contenir beaucoup d'éléments des tissus de l'hôte. Les sclérotes se développant sur les feuilles peuvent renfermer des parties de celles-ci. Il n'est donc pas étonnant de trouver dans les sclérotes des vaisseaux et des fibres ligneux. Les sclérotes développés sur les sarments présentent les cas les plus singuliers. Quelques

sclérotes contiennent tant de tissus d'écorce qu'il ne reste presque plus de place pour les hyphes. Ces cellules étrangères incluses conservent longtemps leur forme originelle et ne sont comprimées que plus tard.

Après ce que je viens de dire on n'est pas étonné de trouver les sclérotes remplis de grains d'amidon. On en voit un, figure 95, planche XVII, qui représente une section d'un sclérote développé sur des sarments de Tarcal. Les grains d'amidon forment des groupes ronds, dans la partie supérieure du sclérote les groupes sont situés librement entre les hyphes, tandis que dans la partie inférieure on reconnaît aussi la membrane brune des cellules gorgées d'amidon. Ces cellules proviennent du parenchyme de l'écorce primaire et il n'est pas impossible que non seulement leur membrane, mais aussi les inclusions (les grains d'amidon) soient dissoutes. Sur la coupe on voit au dessous du sclérote le liège nouveau et à côté, le parenchyme de l'écorce secondaire.

Champignons sur les sclérotes. J'ai recueilli en automne dans plusieurs vignobles ravagés par le Botrytis des sclérotes (développés sur des baies) lesquels, conservés en hiver, se sont couverts de petites taches blanches au printemps. A la base de ces taches il y avait un tissu pseudoparenchymatique, dans un autre cas les conidiophores étrangers ont poussé du corps même du sclérote. Aux noeuds, leurs troncs se ramifient en forme de candélabre et forment de petites conidies rondes.

C'est probablement un parasite des sclérotes et il ressemble le plus à l'Acremonium Vitis qui se développe selon CATTANEO [1] sur la face interne de l'écorce des sarments de la vigne.

La présence de l'Acremonium sur les sclérotes du Botrytis est remarquable, parce que dans certains cas on pourrait le confondre avec les conidiophores du black-rot poussant sur les sclérotes du Guignardia et décrites par SCRIBNER.

A la fin de la période végétative le Botrytis peut être complètement supprimé par les champignons de la fumagine. Comme le Coniothyrium peut succomber au Botrytis, ce dernier souffre des autres espèces plus résistantes.

[1] CATTANEO A. Due nuovi miceti parassiti delle Viti. Archivio triennale del Laboratorio di Botanico Crittogamico di Pavia. II. 1877. Tav. VIII, fig. 9.

XIII[e] CHAPITRE.

Développement du Botrytis dans des cultures pures.

Le cycle du développement du Botrytis cinerea au point de vue de la formation des sclérotes n'est que très incomplètement connu.

On a signalé le développement des organes d'attachement et la formation des «sclérotes» dans les cultures artificielles, et c'est tout. Des recherches approfondies étaient donc très nécessaires.

Des recherches d'un autre ordre ne me permettront guère de revenir à ce sujet, je résume donc mes résultats obtenus dans des cultures pures depuis 1900.

Données littéraires sur les appressoires. De Bary a le premier signalé la formation des houppes et il a relevé qu'elles se développent lorsque le mycélium touche à une résistance solide dans laquelle il ne peut pas pénétrer. De Bary[1-2] le décrit ainsi:

«Haustorienähnliche Haftorgane eigenthümlicher Art sind den untersuchten Arten von *Sclerotinia* (S. tuberosa, sclerotiorum, ciborioides, Fuckeliana, auch dem als Botrytis cinerea bekannten Gonidienzustande dieser) eigen. Unter nachher zu nennenden Bedingungen bildet das Mycel dieser Pflanzen, oft schon in ganz jugendlichem Zustande, kurze Aeste, welche sich dicht büschelig verzweigen, ihre Zweige zu quastenartigen Knäueln fest zusammendrängen, durch zahlreiche Querwände in kurze Glieder abtheilen und mit der Zeit dunkelbraune Membranen erhalten. Diese Knäuel können stecknadelkopfgross werden; sie sind dieser stattlichen Entwickelung wohl mit Sclerotien verwechselt worden, mit denen sie nichts zu thun haben. Sie entstehen dann, wenn das Mycelium bei hinreichender Ernährung auf festem Substrat, z. B. Glasplatten wächst, in welches es nicht eindringen kann, und pressen sich diesem Substrat fest an. Auf solchem Substrat in welches der Pilz eindringt, wie geeigneten Pflanzentheilen, kommen die Büschel gar nicht oder nur schwach zur Entwickelung und im letzteren Falle dringen ihre Zweige bald ein, um zu schlan-

[1] De Bary A. Ueber einige Sclerotinien. Bot. Ztg. 1886.
[2] — Morphol. der Pilze. II. Aufl. p. 22.

ken Mycelästen auszuwachsen. Abbildungen solcher Körper gibt Brefeld, Schimmelpilze IV, Taf. IX.»

Brefeld[1] a observé dans des cultures de Sclerotinia (Peziza) tuberosa les touffes fixées fortement comme les organes d'attachement au substratum. Elles se sont développées sur un mycèle d'ascospores germées sur du pain «zunächst an Stellen, welche die Wand des Culturgefässes berührten, kleine fast schwarze Wärzchen in der Grösse eines Nadelkopfes (Fig. 15. a. b. Taf. IX.). Sie gingen von einzelnen Fäden aus und waren aus diesen durch reiche Verzweigungen entstanden, sie glichen in ihrer Form einem Pinsel und hafteten so fest an der Unterlage, wie es andere Haftorgane zu thun pflegen».

A. B. Frank a trouvé des formations semblables dans des cultures de Sclerotinia Libertiana.

Frank a décrit dans des publications antérieures les organes d'attachement d'autres champignons et les appelle appressoires. Il explique leur formation par l'action du contact.

Büsgen a examiné les organes d'attachement de différents champignons au point de vue de leur rôle à la pénétration, déjà signalé par Frank et De Bary.

Büsgen[2] a aussi examiné le Botrytis cinerea.

Selon lui, au contact avec le porte-objet la pointe des tubes germinatifs s'enfle et se transforme par une faible nutrition en massue et, dans des conditions plus favorables, en formations lobées qui ne se développent plus, ou bien poussent un filament poilu. Avec une nutrition abondante il se forme des pelottes de hyphes très compliquées, qui correspondent aux houppes d'attachement de Brefeld et de De Bary.

Büsgen résume ses observations en disant: «Die Anschwellung hat nur bei schlechter Ernährung die Gestalt einer *einfachen Keule* (Fig. 1). Unter einigermaassen günstigen Verhältnissen wird sie zu einem *lappigen Gebilde* (Fig. 2), dessen weitere Entwickelung verschiedene Wege einschlagen kann.

a) Die Lappen können an jedem ihrer Enden, (z. B. bei α, β, γ in Fig. 2.), *auf dessen Unterseite eine Ausstülpung hervor-*

[1] Brefeld O. Botan. Untersuch. ü. Schimmelpilze. IV. 1881. p. 112.

[2] Büsgen M. Ueber einige Eigenschaften der Keimlinge parasitischer Pilze. Botanische Zeitung. LI. 1893. p. 53—72. III. Planche.

treten lassen, welche sich dem Substrate fest anpresst und dann ihr Wachsthum einstellt, oder

b) seitlich ausweichend dem Substrate angeschmiegt, weiter wächst;

c) sie können aber auch wenn schon dies der seltenere Fall ist, direct parallel dem *Substrate auswachsen* (Fig. 3.).»

Et plus loin: «Ernährt man die Keimlinge reichlich... so werden die primären Lappen zu Ausgangspunkten *komplicirter Verzweigungssysteme, an welchen nur das eine klar ist, dass ihre sämmtlichen Hyphenendigungen dem berührenden festen Körper zugewendet sind.* Diese Zweigknäuel sind die quastenförmigen Haftorgane BREFELD's und DE BARY's.»

A l'endroit cité par BÜSGEN, DE BARY donne la description suivante: «Hyphenäste bilden an ihren wachsenden Enden dicht und rasch hintereinander kurze und durch zahlreiche Querwände in kurze Gliederzellen getheilte Zweige wiederholter Ordnungen. Dieselben drängen sich mit ihren geraden Seitenflächen fast lückenlos dicht aneinander zu quastenartigen Büscheln von etwa conischer Gesammtform. Ihre stumpfen, breiten Enden stemmen sich sämmtlich oder der Mehrzahl nach auf die Fläche des Substrats und hiermit steht das Wachsthum des Büschels alsbald still.» BÜSGEN y ajoute:

«Im Innern von Nährlösungen sowie von Culturen in grösseren Flüssigkeitsmengen,... sterben die Büschel bald ab, wohl wegen Luftmangels und ungenügender Ernährung; am Rande grosser Culturen aber werden sie zu pyramidenförmigen, zonenweise heller und dunkler schwarzgrün gefärbten Körpern eigenthümlicher Structur, welche über 1. mm. Höhe erreichen können (Fig. 4.). Dieselben bestehen aus vertical zu ihrer breiten, dem Substrat angepressten Basis verlaufenden, in eine Gallert gebetteten Fäden. Drückt man sie nach Möglichkeit auseinander, so zeigt sich, dass die dunkleren Zonen aus abgestorbenen, ihres Inhaltes bis auf wenige glänzende Tröpfchen verlustig gegangenen Hyphen zusammengesetzt sind, die durch eine ausserordentlich zähe Masse miteinander fast unauflöslich verklebt werden. Zwischen diesen Resten wachsen lebende Fäden hindurch. *Das Zustandekommen der Zonenbildung erklärt sich daraus, dass periodisch die in einem gegebenen Momente am Glase festgehefteten nicht mehr wachsen-*

den Fadenenden durch ihre weiterwachsenden Nachbarn losgerissen werden . . . Nach ihrem Abreissen übernehmen die bisher weiter gewachsenen Spitzen ihre Rolle, bis sie wiederum von nachdrängenden Zweigenden losgerissen werden und so fort.»

«Dass thatsächlich an der Ansatzfläche einer Quaste stets wachsthumsfähige Fadenenden vorhanden sind, lässt sich dadurch erweisen, dass man die Quaste abreisst und in Nährlösung legt, worauf aus der ersteren sofort wachsende Hyphen in grösster Anzahl hervortreten (Fig. 46).».[1]

Selon BÜSGEN l'attachement au substratum des bouts de filaments irrités est causée par la matière agglutinante, celle-ci est produite dans les houppes aux dépens de la membrane cellulaire; en contact avec le verre elle forme une lamelle (BÜSGEN Pl. III. fig. 9.) et colle si fortement que la hyphe se déchire plutôt, mais l'organe d'attachement ne se détache pas du verre.

R. E. SMITH[2] (1900) en esquissant le développement du Botrytis cinerea dessine la 2e forme lobée de BÜSGEN (SMITH Pl. XXV. fig 19 à 21) et la formation de la houppe (fig. 22), puis il représente aussi les bouts des lobes s'attachant au verre. (Pl. XXVI. fig. 25 et 26).

Mais il n'en parle que dans quelques lignes: «The peculiar branching forms known as „organs of attachment" (figs. 19 -26) were also abundantly produced from the mycelium on affected plants and in cultures, which could readily be made on prune juice, prune bread, prune gelatine or agar, boiled fruits or vegetables, or almost any nutrient substance. Contrary to HUMPHREY'S[3] results, *sclerotia were produced abundantly* on affected plants *and in cultures.* These were very small and insignificant, but numerous in every case» (l. c. p. 373—374).

Donc les organes d'attachement se sont développés sur les plantes ravagées ainsi que dans les cultures et, contrairement aux résultats de HUMPHREY[3], des sclérotes se sont développés dans les deux cas.

[1] BÜSGEN. l. c. p. 55—56.

[2] SMITH RALPH E. Botrytis and Sclerotinia: their relation to certain plant diseases and to each other. Botanical Gazette. XXIX. 1900. No. 6.

[3] HUMPHREY J. E. The rotting of lettuce. Rept. Mass. State Exp. Sta. IX. 1892. p. 219.

Comme on le voit, le *développement des organes d'attachement n'est connu qu'en traits généraux, et il n' est pas du tout démontré comment les formations sclérotiques noires s'en différencient.* BREFELD, ZOPF et SMITH mentionnent seulement qu' ils ont obtenu des sclérotes dans des cultures.

BEAUVERIE et GUILLIERMOND (l. c. Centralblatt f. Bacter. II. Abt. X. 1903. N° 10. p. 313) mentionnent en dernier lieu que les sclérotes noirs se développent très rapidement sur la carotte. Vers la périphérie leurs filaments sont cutineux et très riches en glycogène et en corpuscules métachromatiques (leur figure 10. l. c. représente une partie du sclérote).

Voyons maintenant les cultures.

Germination. Quant à la germination des spores du Botrytis je renvoie au 1er chapitre de cet ouvrage, là on trouve réunies les données selon les milieux, la température etc.

Dans du moût stérilisé les spores du Botrytis peuvent germer en 2 ou 3 endroits à la fois, les tubes germinatifs ont souvent une couleur de fumée, dans leur plasme on trouve beaucoup de vacuoles. Des tubes se ramifient déjà à l'endroit de sortie et s'allongent beaucoup, d'autres restent courts et forment des touffes déjà au bout de 20 heures. Dans tous les deux cas (sur porte-objets) on remarque aux bouts des filaments germinatifs ou branches des changements par suite du contact. (Planche XVIII. fig. 105. 106.). Le tube inférieur de la spore de ce dernier dessin a poussé un poil qui s'est développé comme une hyphe ordinaire, mais il est resté très mince. Les altérations causées par le contact dans la première période rapide du développement s'égalisent en partie par la croissance. (Planche XVIII. fig. 107). Si le milieu est épuisé, les tubes s' allongent en filaments lisses et les touffes n'apparaissent que par endroits.

La formation des poils s'effectue par la croissance ultérieure des bouts de filaments simples, bifurqués ou palmilobés. (Planche XVIII. fig. 108, 109, 112, 136) et alors d'ordinaire le développement de ce bout s'arrête même dans les milieux riches. Dans quelques cas rares le poil se transforme en tube. Le cas le plus fréquent est représenté sur la fig. 112 pl. XVIII.

Le contact avec des corps solides a une action entravante sur la partie respective du mycélium, c'est ainsi qu'on peut se

représenter la formation de ces divers organes. Dans les cas de formation de poils le filament n'adhère que légèrement au porte-objet et, comme son bout végétatif est libre, il peut encore pousser.

Disques d'attachement. La partie des filaments d'attachement collée au verre s'aplatît plus tard et prend la forme d'un disque, (Planche XVIII. fig. 113, 119) collé fortement par la matière exsudée.

Cela se voit dans les cultures en milieu liquide (moût) ainsi que dans celles en gélatine.

Il faut mentionner que dans la gélatine la formation des vacuoles est fréquente et qu'elles occupent toute la largeur du filament (Planche XVIII. fig. 114). Les bouts de ces filaments à disques produits sur la gélatine ont un aspect singulier.

Les organes d'attachement lobés ou fusionnés peuvent aussi former des disques (Pl. XVIII. fig. 115 et 116); mais les disques des houppes palmilobées sont les plus forts.

Les organes d'attachement à disques se forment pour la plupart aux bords des cultures ou sur les parois des flacons et boîtes; on peut les distinguer déjà à l'oeil nu comme de petits corps jaunes ou bruns dans les cultures de 8 à 9 jours. (Pl. XVIII. fig. 120.). Tels sont p. ex. ceux représentés sur les figures 117 à 119 pl. XVIII. lesquels se sont développés sur des filaments grimpés sur le couvercle de la boîte de Petri. *Ce sont les commencements des pseudosclérotes.*

Le groupe imitant la ramure d'un cerf (pl. XVIII. fig. 121) s'est développé en 3 jours dans du moût et a formé plus tard ses disques. (Pl. XVIII. fig. 122 et 123).

Ces touffes richement ramifiées présentent un aspect fort singulier vues d'en haut. Avant de s'attacher complètement, les bouts des filaments deviennent fortement réfringents, puis on distingue bien l'appression et l'apparition du disque, en même temps les membranes jaunissent. (Pl. XVIII. fig. 124 et 125).

La gélification de la membrane des disques est signalée par son pouvoir réfringent. *Sur des houppes âgées,* on voit bien cette gélification. (Pl. XVIII. fig. 126) qui peut devenir telle que les bouts des filaments se confondent (Pl. XVIII. fig. 127). Ce dessin montre une houppe attachée au couvercle de la chambre

humide, les membranes gonflées sont devenues jaune d'or par le chloroiodure de zinc.

Dans les cultures de gélatine épuisées on observe que les bouts des filaments de la houppe peuvent se développer ultérieurement (Pl. XVIII. fig. 128) et poussent dans les gouttes d'eau sur les bords du couvercle.

Dans les cultures semblables les filaments mycéliens se gélifient souvent et alors ils sont enveloppés d'une gaîne de mucilage (Pl. XVIII. fig. 129).

Dans un milieu riche les jeunes houppes portant des disques peuvent produire des corps solides par la ramification des branches inférieures. Ces corps apparaissent aux bords des gouttes suspendues ou sur les parois de la boîte de Petri, à $^1/_2$ à 1 cm. au dessus du milieu nutritif.

Mais les filaments stériles grimpent encore plus haut sur la paroi et engendrent des houppes faibles dans les gouttes d'eau précipitées.

Organes d'attachement sans disques. Tous ces organes se forment par la bifurcation périodique de la cellule terminale d'un filament ou d'une branche jeune courte. On peut en distinguer plusieurs types.

1° Le plus simple c'est la série suivante, qui s'est formée sur les tubes des spores germées dans du moût et conservées dans de l'eau. Elle correspond aussi à l'état primitif des cultures élevées dans du moût. La seule différence, c'est que dans l'eau le développement s'arrête, tandis que dans le moût la différenciation est continuelle et produit des formes compliquées.

Les spores qui ont poussé dans du moût de petits tubes (petits germes) ont servi à l'étude de la vitalité (Voir le III^e^ chapitre).

En les conservant dans de l'eau la formation des houppes se fait très lentement, par suite de la faible nutrition.

En transplantant dans du moût ces petits germes (conservés longtemps à l'eau) le développement des houppes commence au bout d'un jour.

Les phases successives sont représentées par les figures 130 à 135 de la planche XVIII. Le bout du filament s'est bifurqué (130 à 131), puis il a poussé une branche latérale di-

chotomée (132), celle-ci s'est divisée de nouveau (133), les branches extérieures enveloppent les autres (135), la houppe se ferme et enfin les cellules terminales des filaments articulés et devenus robustes poussent des poils raides (134).

Ici le développement s'arrête par l'épuisement de la goutte de moût, plus tard on n'observe que la dégénérescence, les cellules se vident et dépérissent.

2° On voit des formations quelque peu différentes dans des cultures de moût en voie de desséchement.

Le trait caractéristique consiste dans la ramification des branches initiales (Pl. XVIII. fig. 138 et 139) qui peuvent fusionner tout de suite. La houppe ronde est formée si rapidement que ses branches n'ont pas le temps de s'articuler — la formation de la houppe peut même intéresser le tube germinatif dans le voisinage immédiat de la spore (Pl. XVIII. fig. 138). Parfois ces houppes simples poussent des poils fusionnant entre eux (Pl. XVIII. fig. 136).

D'ailleurs des filaments d'une longueur considérable peuvent aussi s'enchevêtrer (Pl. XVIII. fig. 137) en forme de houppes.

3° Je représente sur les figures 140 à 147 de la planche XIX. la formation des houppes régulières constituées par des branches dichotomiques — ce qui correspond au type N° 1 — mais qui se sont développées de spores ensemencées dans du moût. Les bouts des filaments portant les organes d'attachement lobés ou imitant la ramure d'un cerf (Pl. XIX. fig. 146, 147) ont poussé en deux jours de grandes houppes ou corps solides qui se transforment en pseudosclérotes.

4° J'ai observé le développement le plus considérable dans des cultures de moût gélatiné. Nous avons mélangé les spores au moût-gélatiné encore liquide, — et répandu les gouttes sur les couvercles. Par ce procédé nous avons obtenu de vraies cultures solides, faciles à observer au microscope. Dans ces cultures les spores se sont bien développées, aux bords de la couche on observe déjà à l'oeil nu le 5^{e} à 7^{e} jour de pseudosclérotes, comme des corpuscules bruns.

On remarque que les cellules basales se développant lors de la ramification primaire des touffes initiales (Planche XIX. fig. 148) sont renflées en forme de vessie. La houppe touffue se

serre contre le verre, les branches divergent, s'enflent (Pl. XIX. fig. 149).

Les bifurcations secondaires ont partout le même longueur, comme si elles étaient coupées. Elles secrètent une matière glutineuse sur leur surface pressée contre le verre.

Une autre fois la ramification touffue est plus uniforme et par la croissance rapide il se forme de longues branches adhérant fortement les unes aux autres (Pl. XIX. fig. 150). On observe cela surtout dans les cultures de gélatine en flacons de Freudenreich.

Ces houppes sont déjà jaunes et zonées, composées de plusieurs couches. La formation des couches commence assez tôt (Pl. XIX. fig. 151) et se fait de telle sorte que les branches âgées poussent à leurs bouts libres des branchelettes dichotomiques.

La membrane des branches âgées s'est épaissie, elle est jaune-brun, tandis que celle des branches jeunes est incolore. Ce procédé peut se répéter plusieurs fois. Ainsi il peut souvent se former 15 à 20 étages ou zones.

BÜSGEN a décrit autrement la formation des zones: «Das Zustandekommen der Zonenbildung erklärt sich daraus, dass periodisch die in einem gegebenen Momente am Glase festgehefteten nicht mehr wachsenden Fadenenden durch ihre wachsenden Nachbarn losgerissen werden...Nach ihrem Abreissen übernehmen die bisher weitergewachsenen Spitzen ihre Rolle, bis sie wiederum von nachdrängenden Zweigenden losgerissen werden und so fort» (l. c. p. 55).

La fig. 154, planche XIX représente en outre aussi la formation des couches. En comprimant les jeunes houppes on voit clairement que la couche foncée correspond toujours à la zone des vieilles branches en voie de renouvellement. Les nouvelles branches (épaisses de 14 μ) à peine articulées s'allongent (jusqu'à 500 à 600 μ), et sont gorgées d'un plasme dense, granulé. Ce cas peut être considéré comme un bourgeonnement exceptionnel, produisant une nouvelle houppe, loin de la houppe-mère.

Dans quelques flacons la surface de l'organe d'attachement était couverte d'un mycèle duveteux (Planche XIX. fig 152). La

base des houppes affecte souvent une structure pseudo-parenchymatique et la membrane se gélifie, tandis que la hyphe-mère brunit et périt.

Au lieu de produire un corps volumineux, la houppe pousse parfois des filaments grêles rampant sur le couvre-objet et y formant des disques, plus tard ce procédé se répète; la houppe représentée fig. 153. Pl. XIX. s'est formée ainsi. On les trouve dans des gouttes d'eau sur les bords du couvre-objet ou sur les parois du flacon.

Mais d'ordinaire les houppes donnent naissance à des corps volumineux au cours du développement ultérieur. Les nouvelles couches apparaîssent à différentes distances, et leurs filaments acquièrent souvent une longueur considérable (Pl. XIX. fig. 155) et fusionnent. Ils poussent aussi des branches latérales, mais les pousses bifurquées produisant la nouvelle couche ne se forment qu'après un certain développement, dans la couche déjà vieillie et partiellement gélifiée.

Par la production de ces couches, éventuellement par l'intercalation de nouveaux foyers de croissance il se forme des corps hémisphériques, (Pl. XIX. fig. 156) ou de la forme d'un éventail rappelant les Padinas. Ils peuvent aussi produire par une croissance localisée des bourgeons de la forme d'un entonnoir (Pl. XIX. fig. 157). La longueur de ce corps représenté était de 1300 μ, les bords de l'entonnoir n'adhèrent pas encore fortement au verre et laissent voir la cavité de l'organe. Ce bourgeonnement se répète encore 4 à 5 fois; ainsi se forment les houppes rappelant les Cactées à phylloclades ou les Halimédas (Pl. XIX. fig. 158).

Büsgen les a aussi dessinées (l. c. pl. III. fig. 4).

Le sort ultérieur de ces formations est trés différent. Quelques-unes périssent même dans un milieu riche, probablement parce qu'elles sont supprimées par le mycélium abondant, surtout celles qui sont dans le liquide.

Sur les bords du milieu nutritif elle peuvent se développer encore un certain temps, de même que la formation des touffes peut aussi continuer.

Ces grandes houppes sont incluses dans un mucilage; on les voit dans les cultures en flacon sur la paroi, au dessus du

thalle dense feutré (Pl. XIX. fig. 159), comme des corps coniques brun-foncé entourés d'un mucilage verdâtre.

Plus haut sur la paroi du flacon, les filaments engendrent des formations imitant de petites coupes, dont la tige se retrousse et brunit. Le calice est d'abord fermé (Pl. XIX. fig. 160 et 161) puis il s'ouvre et de son intérieur l'on voit sortir un bourgeon conique (Pl. XIX. fig. 162 à 163). Ces organes sont formés tout au plus de 2 à 3 couches, leur couleur est jaune-verdâtre. Ils ne sont pas gélatineux.

Enfin on trouve encore des houppes solides étroites, affectant la forme d'un cor (Planche XIX. fig. 164). Celles-ci diffèrent des autres en tant que leur bout s'attache au verre au moyen de disques et que les filaments se confondent.

Dans les cultures faites il y a quelques années j'ai observé sur le thalle mycélien d'abord la fructification par conidies, et ce n'est que lorsque la fructification est arrivée à son apogée qu'on observait la production des houppes et des pseudosclérotes. D'ailleurs les cultures ont été couvertes (dans les petits flacons) d'un mycèle végétatif blanc, et au bout de deux semaines les conidiophores ne se produisaient pas encore, on n'observait sur la paroi que des pseudosclérotes. Puis la 3-e ou 4-e semaine la fructification conidienne a aussi commencé. Or, la production des houppes et pseudosclérotes ou de l'appareil conidien peut se montrer alternativement à différentes périodes.

Dans les grands flacons (à 200 g.) on peut parfaitement suivre l'ordre du développement des houppes, parce que les formations récentes diffèrent beaucoup en grandeur des formations âgées; dans ces cultures aérées la gélification est très insignifiante (Pl. XIX. fig. 165).

Toutes ces formations correspondent aux «pseudosclérotes» se développant des appressoires. Plus tard les pseudosclérotes anguleux se confondent par groupes, leur surface devient rugueuse. Ils forment ainsi des corps trés irréguliers. Sur du pain le développement est d'ordinaire très rapide, mais il dépend du pain employé parce que beaucoup de cultures n'ont pas réussi. Dans des cultures de Botrytis faites sur du pain, les pseudosclérotes apparaissent également sur la paroi du flacon et deviennent avec le temps des corps creux de la grosseur d'une noisette.

Dans les cultures installées dans du moût gélatiné le Botrytis se développe souvent irrégulièrement, en formant d'abord des sclérotes au fond de la boîte de Petri et seulement au bout de 15 jours des conidiophores sur la surface de la gélatine.

Mes recherches élucident la nature des appressoires et c'est d'autant plus important parce que *le développement des vrais sclérotes n'a pas encore été étudié*, pas même dans des cultures artificielles.

J'ai déjà décrit le développement sur les grappes. Je parlerai maintenant du cycle de développement observé dans des cultures pures.

Selon mes recherches les vrais sclérotes se forment des grands organes d'attachement dépourvus de disques.

Ces organes engendrent et nourrissent en même temps les jeunes sclérotes vrais.

Le sort des grandes houppes est divers:

a) Dans les cultures bien aérées une partie brunit, puis noircit. Les houppes agglomérées sur la paroi se transforment en des corps volumineux, qu'on a probablement pris pour des pseudosclérotes.

En les examinant sur des coupes j'ai observé que leurs filaments brunissent, le mucilage disparait et les couches se condensent. Le tout semblait ne plus pouvoir se développer (Pl. XX. fig. 168 et 169). Je ne m'en suis plus occupé.

Je ne trouve pas impossible que la nutrition de ces houppes ait été entravée de quelque façon p. ex. que la communication avec le milieu nutritif a été interrompue, ou qu'elles ont été supprimées par les autres.

b) Les houppes à disques, développées dans de la gélatine répandue sur le couvre-objet de la chambre humide se forment sur les bords du thalle mycélien rond. Elles adhèrent avec leur bout libre au couvre-objet, mais au bout de 7 semaines le développement n'était pas plus avancé. Elles sont fixées par leurs disques au couvercle, et poussent de leur cavité des filaments abondants; ici le développement s'est arrêté probablement à cause de l'épuisement du milieu. (Planche XX. fig. 184 et 185.)

c) Je retourne maintenant aux houppes sclérotigènes. Dans les flacons de Freudenreich contenant du moût ou du moût

gélatiné, la formation des sclérotes se montre au bout de 5 à 7 semaines à une température de 18 C°, dans des étuves à 25 C° le développement est plus avancé. Mais, chose singulière, dans les flacons ensemencés en même temps avec les spores de même provenance, on observe la formation des sclérotes à des époques fort différentes.

Sur le moût le Botrytis cinerea développe un thalle mycélien très épais (5 à 7 mm) dont la base est entièrement gélifiée et se confond avec le moût. (Planche XX. fig 180_1.) Si l'on place dans de l'eau les coupes fraîches faites sans inclusion, cette couche s'écoule, elle est tellement gélifiée. La couche suivante jaune-roux est épaisse de 1 à 1·5 mm, les filaments sont composés de cellules courtes gonflées en forme de tonneau, avec un contenu jaune-rouge ; les parois sont jaunies. Entre les filaments il y a de grosses sécrétions rondes, jaune-rouges (fig. 180_2). La troisième couche est très laxe, remplie d'air et pleine de conidiophores brunes courant parallèlement à la surface. Le mycélium a donc supprimé les conidiophores (fig. 180_3), il les a enfermé entièrement. La quatrième couche formée par des filaments verticaux (fig. 180_4) est recouverte par la cinquième couche (fig. 180_5) renfermant les houppes. Le tout est recouvert d'une sixième couche (fig. 180_6) qui reste ordinairement mince. Ce dessin représente une coupe tangentielle du thalle.

On reconnaît facilement les jeunes sclérotes. Ils se présentent sous forme de taches rondes ou elliptiques répandues sur la paroi du flacon de Freudenreich ou de la boîte de Petri. Ils sont bordés par une ligne brunâtre, c'est la couche corticale. D'abord ils sont plats, plus tard bombés vers l'intérieur du flacon. Alors on les aperçoit sur la paroi comme de petits tubercules enveloppés d'un mucilage verdâtre.

Nous avons soigneusement détaché ces jeunes sclérotes ainsi que les houppes gélatineuses de la paroi et après les avoir incluses dans du foie de boeuf, nous en avons fait des coupes.

Parmi ces coupes en série j'ai retrouvé les commencements les plus jeunes des sclérotes. Ils sortaient toujours de la base des grandes houppes ; ils s'y développent et ne s'approchent du plan du verre qu'après la formation d'une couche corticale à leur surface libre.

Les taches visibles à l'oeil nu sont donc des sclérotes avancés, mi-développés, — les vrais commencements sont séparés du verre par la houppe et ils ne sont pas visibles du dehors. Par l'examen du matériel abondant j'ai démontré que les sclérotes prennent naissance sur la base des grands organes d'attachement. Les hyphes épaisses formant les colonnes de la houppe se ramifient abondamment à leur base et leurs branches nouvelles incolores se condensent en une pelotte. En un mot la base de la houppe bourgeonne, le bourgeon produit est le commencement du sclérote (Planche XX. fig. 170 a. b.). La pelotte ainsi formée est aussitôt revêtue d'une couche corticale brun-clair. Cela se voit fig. 170. a.

La houppe fournit la nourriture au jeune sclérote. Puisque le dessin cité ne représente que la base de la houppe, j'appelle l'attention sur la figure 181 planche XX représentant la coupe longitudinale de la houppe entière. C'est une grande houppe âgée, à 12 étages. Mais sa couleur était toujours jaune-vert, elle avait donc conservé sa vitalité tandis que les houppes représentées : fig. 168, 169, pl. XX étaient déjà noircies, elles étaient donc dépérissantes. Nous les appelons donc des appressoires stériles pour les distinguer des houppes produisant et nourrissant les sclérotes (houppes sclérotigènes).

La structure de la pelotte se formant à la base de la houppe sclérotigène est laxe, mais bientôt les filaments qui la couvrent se condensent en une écorce dont la couche extérieure brunit et forme la couche corticale.

Puis le sclérote grandit et s'enfonce profondément dans la houppe sclérotigène (Pl. XX. fig. 171).

Souvent le jeune sclérote croît irrégulièrement, sa partie libre se développe davantage, elle devient convexe, bombée et repousse plus ou moins les filaments de la houppe nourricière (Pl. XX. fig. 172). Mais on peut très bien distinguer même dans ce cas la connexion entre la houppe sclérotigène et le sclérote. Le sclérote bossu a été ouvert en deux endroits par le couteau, on remarque sur un côté l'écorce claire en voie de se différencier.

Mais des sclérotes peuvent aussi se former des colonnes périphériques de la houppe, il semblerait que le sclérote n'a adhéré que plus tard à sa nourrice.

La figure 173 planche XX nous montre un sclérote mi-aoûté qui correspond aussi au type ordinaire, mais qui a été coupé plutôt tangentiellement.

La base de l'organe d'attachement peut s'enfoncer profondément dans le jeune sclérote et envoie un tissu de remplissage dans sa cavité. Ce tissu de remplissage affecte souvent la forme d'un pied (Planche XX. fig. 174, 176.).

A ce degré du développement on constate sur les sclérotes qu'ils contribuent aussi au remplissage de la cavité, en poussant des hyphes médullaires sur la face interne de la couche corticale. La fig. 175 planche XX représente ce procédé avec un fort grossissement. Les hyphes se gonflent en massue et entrent verticalement dans la cavité, pour y former, par enchevêtrement successif, un pseudo-tissu feutré, dense.

Les sclérotes se ferment ensuite en développant sur toute la surface une couche corticale qui les détachera de la houppe nourrice. Cela se voit fig. 182, représentant la partie basale de la figure 181, planche XX par un grossissement plus fort. Les deux extrémités de la couche corticale se sont presque unies, et détachent ainsi le sclérote. Les couches de la houppe nourrice s'enfonçaient immédiatement dans le sclérote.

La dernière phase de la formation de la couche corticale est représentée fig. 183 pl. XX. On voit clairement que la membrane des hyphes situées entre les deux bouts de la couche corticale brunit, les cellules se cloisonnent rapidement et intercalent une couche corticale fermant l'ouverture ombilicale.

Le sclérote accapare souvent une partie de la houppe et ferme avec elle l'ombilicque (Pl. XX fig. 176). Ainsi une rayure profonde peut se former sur le sclérote à bord relevé (Pl. XX fig. 177).

Mais d'ordinaire il repousse les colonnes de la houppe et la couche corticale se différencie aussi sur la face tournée vers le verre, de la manière déjà décrite. Il faut mentionner que la couche légère couvrant la houppe persiste et sépare encore maintenant le sclérote de la paroi du flacon. (Pl. XX fig. 178).

Sur les deux bouts du sclérote complètement fermé on peut voir encore quelque temps la couche recouvrant la houppe et même une partie du thalle mycélien (s'il s'est développé près du

thalle gélatineux). La partie supérieure du jeune sclérote reste encore laxe tandis que la partie inférieure est plus dense, s'étant développée le plus tôt (Pl. XX. fig. 179).

Sur les sclérotes de dimensions considérables et plats on peut très bien suivre la différenciation par zones.

Au dessous de la couche corticale brunâtre extérieure, on remarque la premiere couche de l'écorce jaune-foncé, puis la seconde zone moins dense, incolore, poussant des filaments médullaires dans la cavité du sclérote.

Les jeunes sclérotes cultivés renferment aussi des éléments étrangers, ainsi des conidiophores bruns (Pl. XX. fig. 178). Nous avons représenté le sclérote parfaitement développé in situ dans la fig. 166, planche XIX. Il est assis sur une grande houppe prostratée et dépérie, de la forme d'une coupe.

Une section longitudinale est dessinée fig. 167. pl. XIX. Le sclérote est rempli d'un tissu médullaire dense à filaments forts, l'écorce est faible; la couche corticale développée tout autour du sclérote est mince. Les hyphes, (qui, comme nous le savons peuvent être d'une origine différente) lorsqu' elles entrent dans la formation du corps du sclérote sont d'abord minces, plus tard elles deviennent fortes et se multiplient par ramification abondante et enfin s'enchevêtrent par groupes et fusionnent. Le dessin mentionné représente donc un sclérote presque aoûté.

L'aoûtement du sclérote exige un temps considérable, même des mois. Sur les sclérotes mûrs on peut distinguer la moëlle, une écorce et une couche corticale. C'est la structure définitive, parfaite.

Voilà un court résumé du développement des sclérotes. Il en résulte que les houppes ont un rôle double, celui de la production et de la nutrition. Il est probable que le thalle contribue aussi à la nutrition.

Je considère donc d'après mes recherches les houppes d'attachement comme des organes sclérotigènes et je l'ai démontré indubitablement par le cycle de développement décrit et dessiné.

Il faut donc par conséquent substituer à l'opinion des auteurs, comme de Bary, Büsgen, Brefeld ces résultats entièrement nouveaux, obtenus au cours des recherches approfondies du cycle de développement des houppes d'attachement.

Les organes d'attachement volumineux apparaissant dans les cultures sont donc des organes sclérotigènes. Mais les organes d'attachement en forme de massue, trouvés sur les baies, et servant à les relier sont plutôt des conidiophores métamorphosés, comme je l'ai prouvé en discutant l'opinion de FARNETI.

Mais les houppes sclérotigènes ne peuvent fonctionner comme telles, que lorsqu' elles ont une nourriture suffisante.

Pour ce qui concerne la nutrition j'ai procédé de la façon suivante. Les flacons de Freudenreich à 30 g. furent remplis au quart avec de moût, le tube fut bouché avec de la ouate et le moût ne fut plus renouvellé.

Jusqu'ici on n'a pas considéré comme de vrais sclérotes ceux développés dans les cultures, dont en outre le mode de développement était parfaitement inconnu.

Mais moi, je ne trouve aucune différence de structure entre les deux sortes de sclérotes. Il est très vraisemblable que l'épuisement du milieu nutritif a été la cause du développement incomplet des sclérotes. Dans les cas cités par quelques auteurs c'est ce manque de nourriture qui fait qu'ils ont obtenu des formations creuses qui ne pouvaient plus se développer, n'étant pas complètement aoûtées.

Les sclérotes laissés dans les cultures peuvent atteindre un développement considérable. J'en ai vu de la grosseur d'un pois et même d'une noisette. Leur surface devient rugueuse, mammelonnée; leur couleur est noir brillant. La partie adhérant à la paroi du flacon noircit plus tard, c'est-à-dire que la couche corticale s'y forme tardivement.

J'ai eu (entre autres) une pareille culture dans un grand flacon de deux litres où elle s'est développée pendant deux ans sans interruption, quoique le milieu nutritif ne fût pas renouvellé. Le flacon était rempli aux $^2/_3$ et c'était suffisant pour deux années. La surface du moût fut recouverte d'une végétation grise de conidies et la paroi parsemée tout autour de sclérotes de différentes grosseurs.

Par un fâcheux hasard cette culture a été détruite. Je l'avais exposée en automne 1902 à l'Exposition Agricole de Pozsony avec des cultures géantes sur des plaques de gélatine de 400 cm^2. J'ai exposé en de telles cultures le Botrytis, le Conio-

thyrium, des Fumagines et des espèces de Phoma. Je mentionne cela parce que VIALA revendique, dans une de ses publications, la priorité des cultures-géantes.

Germination des sclérotes. Les sclérotes développés dans la culture mentionnée (du flacon à 2 litres) n'ont pas germé en 3 années à leur endroit d'origine.

Dans des cultures inoculées à la fin de 1904 nous avons obtenu en 3 mois (du 14 Décembre 1904 jusqu'au 10 Mars 1905) des sclérotes longs de 2 à 4 mm. Le 10 Mars nous en avons ensemencé quelques exemplaires sur du sable humide stérilisé. Sur la partie adhérée au flacon de Freudenreich la couche corticale noire n'était pas encore développée. Mais elle s'est formée plus tard sur le sable. Le 5 Avril les sclérotes ont produit beaucoup de conidiophores à spores normales. Leur intérieur blanc était sain.

Nous avons observé la même chose sur les sclérotes semés sur du papier filtre imbibé de moût. Les conidies des conidiophores produites par les sclérotes furent ensemencées dans du moût où elles ont poussé en 1 jour un mycélium épais.

Bourgeonnement des appressoires dans de la glycérine.

Les appressoires furent placés pour les conserver en forme de préparations microscopiques dans de l'eau et recouverts avec le couvre-objet, puis on y a ajouté de la glycérine à 50%. La glycérine a pénétré lentement et s'est condensée. Au bout de 3 jours j'ai remarqué que les appressoires sont devenus duveteux et que leur bord est recouvert de nouveaux filaments.

Mais, comme je l'ai établi plus tard, ceux-là seuls bourgeonnaient dont le bord ne collait pas à la paroi du flacon de culture. Les houppes ont poussé des filaments frêles ou bien les troncs de la houppe ont bourgeonné avec la même épaisseur.

Les filaments frêles vont en ligne droite (Pl. XX. fig. 186) et ne changent de direction qu'en rencontrant un obstacle. Sur ce dessin l'appressoire est long de 1·2 mm et l'on y pouvait distinguer 7 zones. Les filaments poussés dans de la glycérine sont larges de 4 à 7 μ, et longs de 7·5 mm et se dirigent tous

vers le bord le plus proche du couvercle. En général ils poussent très peu de branches et l'on peut observer l'effort pour arriver le plus tôt à un endroit plus riche en oxygène. Le dessin représente une préparation de 12 jours.

Une autre fois nous avons observé la formation des branches d'attachement avec de petites houppes. Ces organes d'attachement ne diffèrent en rien de ceux développés sur un mycèle ordinaire. Ils ont poussé plus tard des poils ou des disques aplatis.

2. On observe l'autre cas sur les appressoires plus forts. Les tubes formés par bifurcation poussent sur leurs bords comme dans les cultures en moût. Ici il ne se forme pas de filaments minces, mais on observe un bourgeonnement régulier.

Il est probable que ces différences ont été produites par la concentration variable du liquide.

Les filaments ainsi produits par des appressoires sont très transparents, leur plasme est brillant et les cloisons perforées et traversées par le plasme sont fortement réfringentes. Les filaments sont très enclins à fusionner.

*

Conidiophores. Dans les cultures en chambre humide sur du moût gélatiné les conidiophores ordinaires se sont formés le septième jour, leurs bases ainsi que les hyphes génératrices sont souvent couvertes d'un mucilage jaune formant une gaîne autour d'elles. Un pouvait bien distinguer les ponctuations sur les cloisons des cellules vivantes. Cettes ponctuation n'a été décrite que sur quelques champignons (Pl. XXI. fig. 190a).

Le bout supérieur ramifié du conidiophore ne fructifie pas lorsqu'il adhère au couvercle mais se transforme en organes d'attachement à disques (Pl. XXI. fig. 190b). Lors de la fructification normale les conidies se forment par simple bourgeonnement. (Pl. XXI. fig. 188.)

Dans les cultures les conidiophores âgés bruns, poussent de nouveau si leur bout est déchiré par hasard. (Pl. XXI. fig. 191a)

Selon R. E. Smith souvent les conidies ensemencées ne produisent pas d'appareil conidien mais beaucoup de scléro-

tes. C'est très fréquent si l'on a employé du matériel parasite (l. c. p. 405). Moi, j'ai trouvé juste le contraire, et je pense que ce sont plutôt les conditions de milieu qui déterminent le mode de développement.

Conidiophores nains. Dans les cultures faites au printemps de 1901 j'ai observé un singulier mode de formation de conidies ; outre les conidiophores ordinaires il s'est développé dans les cultures de 3 jours des conidiophores courts produisant 3 à 4 conidies en chaînette. Dans les cultures épuisées, de 8 à 11 jours, les filaments brunissent et ils sont terminés, par un long poil incolore. Le thalle se ramifie souvent en imitant le type de Coleochaete et des filaments courts ondulés peuvent servir de conidiophores. (Pl. XX. fig 187.) Ces conidiophores nains n'ont pas été observés dans les cultures des dernières années. Mais dans le thalle mycélien, à la base des jeunes sclérotes j'ai parfois remarqué des conidiophores produisant de très petites conidies (diam. 3 μ) rondes, en groupes sur des stérigmates en forme de faucille. Je n'ai pas pu observer leur germination (Pl. XXI. fig. 201.) Ils diffèrent beaucoup du type du Cristularia de FARNETI.

Hyphes à disques. Dans les cultures en moût gélatiné (en chambre humide) j'ai trouvé des hyphes produisant des disques. On les voit figure 192. Pl. XXI. Le dessin rappelle la fig. 8. pl. III. de BÜSGEN. Mais il en diffère en tant que dans notre cas les disques apparaissent sur la partie de la hyphe ondulant en contact avec le couvre-objet, et que les disques ont envoyé de courtes branches effilées vers la gélatine. Cette hyphe à disque ressemble au mycélium du Coniothyrium Diplodiella dessiné par CAVARA, qu'on ne peut pas considérer comme appartenant au Coniothyrium.

Fusions. Les filaments du Botrytis fusionnent facilement et produisent des formations fort diverses en réseau (Pl. XXI. fig. 189, 193) et même les spores peuvent fusionner par de courts tubes germinatifs (Pl. XXI. fig. 195). Quant au dernier mode, j'en ai signalé beaucoup de cas dans le Chapitre X. voir les fig. 13 à 15 dans le texte.

La réduction du mycèle est aussi très fréquente dans les cultures épuisées ainsi que l'épaississement irrégulier de certaines

cellules intercalées, qui est toujours suivi d'un changement de couleur en brun.

Accroissement perforant. Les filaments déchirés ou partiellement dépéris se renouvellent parfois, le contenu protoplasmique pousse des nouvelles hyphes minces à travers les cloisons et la lumière des cellules mortes (Fig. 196b. Planche XXI).

Fragmentation à la façon de l'Oïdium. Dans les cultures du Botrytis j'ai observé encore un phénomène nouveau. C'est la fragmentation des filaments et leur désagrégation en cellules rondes.

Les formes produites par la fragmentation à cellule terminale pyriforme ne peuvent pas être rattachées ou comparées à celles dessinées par FARNETI (l. c. pl. XVIII. fig. 12), parce que le type de Farneti se forme par la désagrégation en filaments des lamelles de la forme d'un éventail ou d'une houe. *Donc on ne peut pas les comparer à notre type.*

La forme et les dimensions des filaments, abstraction faite de la fragmentation, rappellent la «forme stérile du Botrytis dite Toile» de BEAUVERIE[1] et GUILLIERMOND (l. c. Centralb. f. Bakter. X. 1903 N° 10. p. 316. fig. 13) dans les cellules de laquelle les granules metachromatiques manquent presque absolument. Selon eux «parfois le cytoplasme s'accumule à certains endroits et forme de petites boules qui se séparent du reste des articles complètement vidés, par des membranes transversales» et ils le comparent au phénomène semblable observé sur les *Mucorinés.* D'après ces auteurs «C'est en somme, un processus de cicatrisation par lequel les parties encore vivantes s'isolent des parties mortes du même filament».

Il n'est pas superflu de mentionner que ces auteurs distinguent, outre la forme à ascopores, trois autres formes principales du développement du Botrytis cinerea, dépendant des conditions de milieux. Ce sont:

[1] BEAUVERIE J. in Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 27 Mars 1899, 15 mai 1899 et 8 juillet 1901.

— Études sur le polymorphisme des champignons. Annales de l'Université de Lyon. Nouv. Série. Fasc. 3.

— et GUILLIERMOND A. Etude sur la structure du Botrytis cinerea. Centralblatt f. Bakteriologie. II. Abt. X. 1903. No. 9. p. 275—276.

1° la forme produisant des conidiophores typiques, si répandue dans la nature;

2° la «forme intermédiaire» caractérisée par le fait que les conidies germent directement sur le stérigmate sans même s'en détacher. (Voir Centralbl. f. Bakter. II. Abt. X. 1903. N° 9. p. 276. fig. 1). On la trouve parfois dans des serres à 25 C°.

3° la forme stérile «qui est le cas extrême de la modification caractéristique de la forme précédente».

Cette dernière forme est *la toile* si répandue dans les serres à 30 à 35 C°. C'est un parasite dangereux. Il est répandu dans le terreau. La comparaison ci-dessus se rapporte à cette forme végétative.

On voit par ce résumé littéraire que la fragmentation à la façon de l'Oïdium était inconnue. J'ai observé son apparition de la manière suivante. Des appressoires développés dans du moût (culture de 19 jours, dans des flacons de Freudenreich) furent placés dans du moût-gélatiné répandu sur un couvre-objet dont la surface entière était couverte de gélatine.

Pour faciliter l'observation immédiate, ils furent enfoncés dans la gélatine avec leur partie qui adhérait à la paroi du flacon. Ainsi c'était la gélatine elle-même qui fixait le couvercle sur l'anneau de la chambre humide. Chose importante au point de vue de la méthode, parce qu'ainsi on supprime les matières fixatives qui gênent toujours le développement, en pénétrant dans le milieu nutritif.

Les appressoires brun-noir (de 1 à 2 mm de grosseur) ainsi disposés ont abondamment bourgeonné le 4e jour, les filaments se sont tous dirigés vers les bords de la lamelle et n'ont que très rarement développé de nouvelles houppes.

Beaucoup de ces filaments sont ondulés, ils quittent la gélatine pour y retourner de nouveau, leurs branches s'enroulent souvent et portent quelquefois des houppes (Pl. XXI. fig. 196).

Les branches qui ont définitivement quitté la gélatine n'ont pas produit de conidiophores, elles sont restées stériles.

Ordinairement les filaments ont poussé jusqu'à l'anneau de la chambre et ils n'ont pas pénétré dans la couche de gélatine qui fixe le couvercle: là ils se retournent et se dirigent de nouveau vers le centre du couvre-objet.

Sur ces hyphes robustes, j'ai observé une articulation singulière. Le filament se cloisonne en cellules courtes et longues (Pl. XXI. fig. 194) et la cellule terminale se gonfle en forme de poire (Pl. XXI. fig. 197, 198). Sur ce dernier dessin on voit de grosses ponctuations sur les cloisons. Les branches des filaments ont aussi produit des telles cellules pyriformes (Pl. XXI. fig. 200), la cellule terminale de quelques branches s'enfle à ses deux bouts et désarticule des cellules sphériques sur un stérigmate court. (Pl. XXI. fig. 199).

La fragmentation du filament succède au cloisonnement comme c'est le cas chez l'Oïdium. (Pl. XXI. fig. 202. 203).

Ces tubes robustes ont la largeur moyenne de 25 μ, les grandes cellules enflées peuvent acquérir la largeur de 40 à 80 μ. Leur contenu est du plasme extraordinairement transparent, écumeux. On ne voit des houppes que sur les branches frêles ondulées.

On observe cet état le 4^{e} jour de la culture en gélatine. L'articulation et la fragmentation s'effectuent rapidement le 7^{e} à 10^{e} jours. On les voit bien fig. 206. pl. XXI.

La fragmentation peut se présenter sur une partie intercalée des filaments à longues cellules, les articles longs et la fragmentation peuvent alterner sur le même filament.

La figure 209 (pl. XXI) nous montre à quel point la désagrégation peut arriver. Mais la cellule terminale de ces filaments tente de se développer et pousse des branches dichotomiques.

La fragmentation des filaments se fait dans un temps relativement court, en un ou deux jours les cellules sont complètement isolées.

Par le développement rapide des filaments il se forme des systèmes de ramification rappelant le type Cladophora, avec des cellules naines et des filaments allongés non articulés. (Pl. XXI. fig. 205).

L'aspect des filaments est singulièrement brillant, transparent, on aperçoit à peine de contenu qui disparait vite. Les cellules isolées sont d'ordinaire presque vides. Les filaments intéressés par la fragmentation rampent presque toujours sur la surface de la gélatine.

Les ponctuations sont très distinctes sur les cloisons de ces filaments (Pl. XXI. fig. 198. 205) plus ou moins dépourvus

de contenu. Je rappelle que souvent on distingue ces ponctuations sur les parois des conidiophores ordinaires (voir fig. 190. pl. XXI.) à l'état vivant.

Dans le plasme des filaments cheminant dans les couches internes de la gélatine on voit plus tard de très grandes vacuoles. C'est le commencement de la dégénéressence. Les vacuoles occupent toute la longeur de la cellule et sont aplatis par suite de la pression mutuelle.

Plus tard de petits vacuoles rendent le plasme écumeux. Le dépérissement du contenu se montre déjà plus tôt dans une partie des cellules, le plasme se retire et forme un mince bandeau. Le contenu des cellules voisines est relié à travers la ponctuation de la cloison, ce qu'on peut voir sans aucun traitement spécial. (Pl. XXI. fig. 204. a. b. et fig. 208).

Je relève ce fait parce qu'il est vrai que BEAUVERIE et GUILLIERMOND ont déjà démontré la continuité du plasme sur les filaments du Botrytis cinerea et sur la tête du conidiophore et la conidie produite (voir Centralbl. f. Bakter. X. 1903. N° 10. pp. 317 à 318 fig. 14) mais ils ne *l'ont rendu visible que par un traitement micro-chimique.* La conclusion que, «en somme, toutes les cellules vivantes d'un individu, sont reliées entre elles par des canaux protoplasmiques, aussi bien que les cellules des Phanérogames» se rapporte au matériel préparé.

Dans les cultures en question certains filaments se sont aussi développés d'une façon qui rappelle les organes d'attachement trouvés sur la surface des baies. Avec le temps l'air pénètre lentement entre la gélatine et le couvre-objet, les filaments s'y développent fortement et produisent les organes mentionnés.

Exsudations. Dans les cultures la désagrégation des filaments a duré longtemps, quelques articles ont même poussé, mais finalement tout périt à cause de l'épuisement du milieu. C'est pendant cette dernière période que nous avons observé (dans quelques préparations) sur les filaments (le 7^{e} à 10^{e} jours) de grands corps réfringents, surtout près de l'anneau (Pl. XXI. fig. 207). Ce sont probablement des masses de plasme exsudées, elles sont bordées par une raie d'ombre noire. La gélification de la cellule basale et des cellules voisines est très remarquable.

Les formations jeunes paraissent avoir laissé écouler le contenu protoplasmique par une blessure (Pl. XXI. fig. 210, 211). Les autres cellules des filaments sont presque vides.

On ne doit pas confondre ce cas avec celui décrit par FARNETI (l. c. p. 39 à 40).

Il a observé la transsudation du plasme sur un Botrytis ravageant le Salvia Horminum, en combinaison avec un cloisonnement ultérieur de cette masse protoplasmique:

«Nello sviluppo di questo fungo, in alcuni casi si osserva l'emissione di protoplasma dall'estremità delle ife, per rottura della membrana o per trasudazione. Questo plasma si raccoglie in masse più o meno grandi, che si mantengono in contatto dell'ifa dalla quale sono state versate, ed acquistano un considerevole volume, si rivestono di membrana, si segmentano longitudinalmente e transversalmente, formando una specie di spatola, composta di serie radiali di cellule che, nel processo d'accrescimento radiale della lamina, si scindono, dando luogo ad una speciale ed anomala ramificazione dell'ifa.»

*

Mes recherches éclairent le polymorphisme du Botrytis cinerea d'une façon fort instructive. Pour ne mentionner que les résultats principaux, je rappelle les conidiophores nains, les conidiophores du type de la forme gamocladocephalomerizosporica, puis la fragmentation à la façon de l'Oïdium, et enfin les exsudations protoplasmiques.

Mais la variété du cycle de développement du Botrytis cinerea résultant de la faculté d'adaptation n'est pas encore épuisée, comme le rendent probable les observations de BEAUVERIE sur le même espèce et les recherches de FARNETI, faites sur une autre espèce.

Il suffira de citer les parties correspondantes du travail de FARNETI. D'après cet auteur le Botrytis vivant sur le Salvia Horminum (l. c. p. 38 à 39) produit:

a) un mycélium stérile, se multipliant par division engendrant dans les cultures (sur agar-agar) les formes *b) e) f) g)*;

b) le type Polyactis qui fructifie avec des conidies;

c) le type Cristularia avec des microconidies, mais celles-ci ne reproduisent plus le Cristularia, mais la forme *b)* (Polyactis) et la forme *g)* (gamocladocephalomerizosporica);

d) des sclérotes:

Dans les cultures les sclérotes produisent: *a)* la forme à macroconidies, correspondant au type Macrosporium, dont les conidies reproduisent la même forme ou le type *f)* Alternaria;

f) le type Alternaria dont les conidies engendrent le même type;

g) la forme microconidienne gamocladocephalomerizosporica, à deux sortes de microconidies, les premières correspondent à celles de la forme *b)* et donnent naissance ou à la forme *g)* ou à *b)* — tandis que les autres, du type *c)* reproduisent les formes *b)* et *c).*

*

D'après mes recherches le cycle de développement du Botrytis cinerea s'est considérablement élargi.

Selon mes observations il produit:

A) Sur la Vigne.

I. des conidiospores; qui donnent naissance:

1. à un mycélium à conidiophores du type Polyactis, avec ou sans coussins;
2. aux sclérotes (selon 4 types); ces sclérotes germent avec des conidiophores ou bien avec des conidiophores et des apothèces;
3. aux petits pseudosclérotes coniques (1-er type), ceux-ci germent avec des conidiophores (après un court repos);
4. aux organes d'attachement qui peuvent servir:
   - *a)* à accaparer les baies voisines,
   - *b)* à fendre la cuticule,
   - *c)* et qui se transforment en tubercules mycéliens (pérennes?) restant dans l'écorce;
5. aux hyphes hivernantes.

II. des sclérotes, en se développant par:

- *a)* des apothèces avec des ascospores,
- *b)* des conidiophores,
- *c)* des apothèces et des conidiophores ensemble.

III. des houppes d'attachement:

a) qui en pénétrant dans la baie voisine (type 4. a) développent un mycélium, des conidiophores.

B) Dans les cultures.

I. des conidies sur un mycélium se forment:

1. des microconidies:
   - *a)* à la façon d'un promycélium (Type Sclerotinia),
   - *b)* en petits groupes sur des stérigmates en forme de faucille,
   - *c)* en grandes masses sur le type gamocladocephalo-merizosporica,
   - *d)* en chaînettes sur les bouts des filaments;
2. des appressoires des types suivants:
   - *a)* organes d'attachement palmiformes, lobés ou imitant la ramure d'un cerf,
   - *b)* houppes,
   - *c)* organes d'attachement volumineux avec disques (type 2),
   - *d)* organes d'attachement volumineux sans disques, ils engendrent les vrais sclérotes;
3. hyphes à disques.

II. Sur les hyphes bourgeonnant des houppes d'attachement:

a) il se produit des mégaloconidies sur les bouts de branches courtes, ou par la fragmentation à la façon de l'Oïdium.

III. des vrais sclérotes il se forme:

a) des conidiophores ou,
b) un mycèle avec de petits pseudosclérotes bruns.

On devrait donc après cela supprimer le Botrytis cinerea ou, tout au plus, on ne devrait le distinguer que comme la forme la plus fréquente du *Sclerotinia Fuckeliana.*

Dans le cycle de développement du *Scl. Fuckeliana* il y a:

1. de la part du «Botrytis (Polyactis) cinerea» des microconidies (quatre types), des conidiospores (ou mieux macroconidies), des mégaloconidies, des sclérotes, des pseudosclérotes (deux types), des appressoires (quatre types), des hyphes hivernantes, des hyphes à disques, et des tubercules pérennes (?);

2. de la part du «Peziza Fuckeliana» des apothèces, des ascospores et des macroconidies qui le rattachent d'autre part au No. 1.

XIV. CHAPITRE.

Récapitulation des résultats pratiques; traitement.

1. Le Botrytis cinerea causant le rot gris ou la pourriture noble de la vigne est très répandu dans les vignobles. Pendant l'été il vit en saprophyte sur les feuilles et pousses fanées, tombées et sur les mauvaises herbes. Par un temps humide il végète rapidement et attaque en parasite aussi le feuillage vert.

2. Il faut enlever soigneusement lors des tailles en vert tous les déchets pour que le Botrytis ne puisse pas y trouver un abri. Il faut aussi veiller que les pousses ne soient pas trop serrées et que l'air puisse traverser les parties vertes de la vigne.

3. En automne il se jette sur les baies en aoûtement. Par un temps sec il favorise le desséchement des baies («pourriture noble»), tandis que par un temps humide il les détruit entièrement par la pourriture. La pourriture noble ne se fait que dans des conditions favorables (bon site, automne long, sec et chaud, cépage enclin à la pourriture noble etc.); autrement la qualité du vin souffre par la pourriture (le vin rouge devient amer, etc.), et même elle peut anéantir la récolte entière.

4. Le Botrytis cinerea est donc un champignon nuisible, et il est d'autant plus dangereux qu'il peut vivre sur les parties végétatives mortes aussi bien que sur les parties vivantes (en parasite). Il peut donc vivre d'une manière saprophytique ainsi que d'une façon parasitique.

5. En automne on voit sur les baies, les pousses et les feuilles, des formations noires, rondes, rugueuses, dures ou carti-

lagineuses, à écorce noire, grosses de 1 à 2 mm et même plus (3 à 4 mm), ce sont les organes hivernants, les sclérotes.

6. Sur les baies on voit les jeunes sclérotes comme de petites pustules jaunes. En dessus d'eux, la pellicule des baies se fend en étoile et se retrousse. Plus tard leur couleur devient plus foncée, brune, leur corps se durcit et la baie s'écoule ou se dessèche.

7. Sur les pousses en voie d'aoûtement les sclérotes apparaissent aussi comme de petites pustules jaunes. Leur consistance est d'abord gélatineuse, puis ils grandissent et se revêtent d'une couche corticale brune ou noire. Ils hivernent sur les sarments laissés sur les souches. Avec les boutures ils arrivent dans les stratificateurs où ils deviennent aoûtés, là, ils peuvent germer avec des conidiophores et infectent ainsi le stratificateur pour l'année suivante.

8. Le mycélium végétatif vit à l'intérieur des pousses et feuilles attaquées, et là il détruit tous les tissus. Dans les stratificateurs les sclérotes peuvent se développer sur ces boutures malades provenant d'une vigne attaquée. Ces sclérotes se trouvent sur la surface de la coupure ou ils fendillent l'écorce et arrivent à la surface.

9. On peut reconnaître les sclérotes sur les greffe-boutures stratifiées comme des tubercules noirs, brillants, veloutés, de la grosseur d'un grain d'ivraie ou de poivre ou bien comme des corps rugueux ressemblant à un callus de forme irrégulière. Leur consistance est plus ou moins cartilagineuse, leur couche corticale noire, mince, entoure une moëlle blanche, dense.

10. Les sarments parsemés de sclérotes ne peuvent pas servir de porte-greffes. Il faut les exclure aussi parce que après la greffe, les sclérotes peuvent se développer surtout pendant l'échauffage dans les caisses; ils forcent la fente de la greffe et détruisent les greffes-boutures.

11. Le stratificateur contaminé par le champignon gris, c'est à dire le Botrytis cinerea ou par les sclérotes doit être désinfecté à fond. Il faut en enlever soigneusement le sable et il faut badigeonner les parois du stratificateur à plusieurs reprises p. e. avec une solution de bisulfite de chaux à 5%. Le sable frais étendu en couches minces doit être arrosé avec la même solu-

tion à 5% et doit sécher au soleil. Des débris de plantes ou autres corps organiques ne doivent pas se trouver dans le sable parce qu'ils favorisent beaucoup le développement du Botrytis.

Il faut se méfier de l'emploi du sable du stratificateur contaminé, parce que le nettoyage le plus soigneux ne peut pas enlever les petits sclérotes ou les spores du Botrytis. Il faut chauffer (calciner) le sable, mais c'est un procédé trop compliqué.

12. Il faut disloquer le stratificateur et en construire un autre, aussi loin que possible du stratificateur contaminé. Il faut aussi veiller à ce que le stratificateur ne soit pas trop humide et qu'il soit bien aéré.

13. Au printemps on peut facilement retrouver dans les vignobles les sclérotes hivernés du Botrytis. On trouve sur les feuilles et pousses emportées par le vent et la pluie et ramassées sous les haies et les clôtures des sclérotes noirs, ronds ou oblongs de 1 à 2 mm. de diamètre.

Ces sclérotes se développent déjà au commencement de juin.

a) Les sclérotes durs, petits, situés sur les deux côtés de la feuille poussent de petits champignons blanc-jaune sur tiges grèles.

C'est la germination par apothèces. Sur le chapeau de l'apothèce se forment les asques, dont les spores peuvent immédiatement contaminer de nouveau le vignoble. Après la pluie on trouve les feuilles portant de tels champignons sous les haies et les clôtures.

b) Les sclérotes peuvent aussi germer avec des conidiophores. Alors ils sont recouverts du même champignon en touffes grises que les baies malades. Ce mode de germination est fréquent sur les pousses et les pétioles enfouies dans la terre. Le sclérote persiste malgré la pourriture de la feuille et germe, puisque les froids de l'hiver et l'humidité ne le détruisent point.

14. Dans les vignobles contaminés il faut donc recueillir et brûler aussi au printemps les feuilles et pousses tombées. Même au commencement de l'été il est prudent de recueillir et de brûler les feuilles emportées par le vent sous les haies.

15. *Traitement.* En suite de mes recherches je conseille le traitement suivant. La première chose à faire, c'est de badigeonner les souches avec une solution de bisulfite de chaux à 5% avant

de les couvrir en automne ou après les avoir déchaussées au printemps. On peut effectuer le badigeonnage avec le *pinceau automatique, amélioré par moi, qu'on peut adapter sur des vieux pulvérisateurs.* Le badigeonnage réduit le nombre des spores se trouvant sur la souche.

Le traitement préventif comprend le nettoyage consciencieux du vignoble, l'arrachage des mauvaises herbes et l'enlèvement des feuilles, pousses et grappes desséchées.

On peut conseiller encore la taille en vert soignée. Le Botrytis trouve un lieu favorable pour son développement dans le feuillage trop serré, surtout par un temps humide. Dans les sites humides on doit prendre des mesures pour réduire l'excès d'humidité (drainage).

Le traitement préventif comprend aussi le contrôle soigneux des stratificateurs. Il faut employer du sable pur et seulement l'humidité nécessaire à la conservation du matériel des greffes-boutures, etc.

Lors de la stratification — surtout là on a déjà constaté le mal — il est à propos de saupoudrer légèrement les faisceaux de porte-greffes avec un mélange d'un demi-kilogramme de bisulfite de soude et de 9 kg. de charbon de bois en poudre.

En remplissant les caisses à boutures greffées (greffes à mousse méthode Richter) on peut employer le même mélange en y ajoutant encore 3 kg. de soufre précipité. Il faut aussi asperger la mousse (si elle n'est pas assez propre) avec une solution de bisulfite de chaux à 3% et puis la dessécher au soleil. On peut aussi conseiller le nettoyage des caisses avant leur emploi, pour cela on badigeonne soigneusement les planchers avec une solution de bisulfite de chaux à 3%.

Puis on examine soigneusement les greffes-boutures soudées, avant de les mettre en pépinière, pour voir si elles ne portent pas de sclérotes. Il faut brûler celles sur lesquelles on en a trouvé. Les sclérotes peuvent se dissimuler pendant longtemps et ils n'apparaissent que dans la pépinière, il faut donc soigneusement surveiller les greffes-boutures, même dans la pépinière.

Il faut tout-de-suite enlever les plantes dépéries parce qu'elles offrent aussi un milieu favorable au pourridié et peuvent ainsi former des foyers d'infection.

Nous avons déjà parlé au paragraphe 11. de la désinfection du stratificateur contaminé.

Le Botrytis est rare sur le feuillage vert de la vigne, il ne recherche que les feuilles fanées. Il faut les enlever ainsi que les parties détachées (déchets) coupées pendant la taille en vert. On peut les employer pour en faire du composte.

Sur les baies le Botrytis se présente vers l'époque de la véraison et pénètre par le sillon basal du grain. Il n'attaque pas le grain vert acide. On peut conseiller un traitement alternatif par le sulfatage avec la bouillie bordelaise à 1% et le poudrage avec du bisulfite de soude (10 kg. de bisulfite de soude mélangé à 90 kg. d'argile).

L'essentiel dans le traitement, c'est que les grappes soient recouvertes du moyen pendant toute la période critique. Donc il faut traiter de nouveau si la pluie enlève les moyens. Puisqu'il est dificile de prédire le temps de l'infection (excepté si la maladie a déjà éclaté dans les vignobles voisins), nous la prévenons par le traitement réitéré.

Le danger est grand surtout par un temps humide. Dans mon étude sur la bouillie bordelaise (I^e^ Partie) je discute, en m'appuyant sur les expériences, l'influence des temps humides et secs sur les spores et leur affaiblissement par suite du temps sec prolongé.

Il en résulte que le traitement est le plus efficace par un temps sec, parce que la sécheresse à elle seule tue 60% des spores.

Après la grêle il faut tout de suite poudrer avec le mélange de bisulfite de soude (à 10%) toutes les grappes, pour détruire les spores qui germent très facilement sur les blessures, dans le jus doux coulé.

On peut facilement reconnaître le Botrytis lorsqu'il a déjà infecté les baies et vient d'éclater, parce qu'alors la pellicule des baies jusqu'ici lisse, est parsemée de pustules minuscules et se décolore.

Le Botrytis forme sur la baie de petites touffes recouvertes d'une poussière grise. Au commencement, par un temps sec, on peut encore enrayer sa propagation en recueillant les baies et grappes malades. Dans les parcelles de raisin de table il est

prudent de ciseler les grappes, parce que le mal attaquera toujours le grain voisin et, de plus, par ce procédé les moyens de traitement pénètrent plus directement entre les baies.

En général les grappes légères ne souffrent pas autant que les grappes serrées. *Selon mes calculs sur les grappes serrées en général plus de* la moitié de la *surface des grains est inaccessible aux moyens.*

Les moyens dégageant des gaz offrent donc plus de sécurité, que les moyens liquides qui dégouttent de la surface des grains et qui n'ont d'action que sur les endroits de contact.

Les spores du Botrytis forment une poudre facilement emportée par le vent («La vigne fume»). Cela accroît les difficultés du traitement, mais pourtant on peut enrayer le mal par un poudrage énergique.

Le traitement par poudrage a aussi l'avantage de ne pas agiter autant les spores, que la pulvérisation. Enfin il est prudent de vendanger les fruits des parcelles les plus ravagées et qu'on ne peut plus sauver, avant l'écoulement des baies pour éloigner autant que possible le mal du vignoble. Mais il faut traiter à part le moût des parcelles malades, surtout celui des cépages à raisins noirs.

XV^e CHAPITRE.

Résumé général.

I^e PARTIE.

Dans la première partie de cet ouvrage la récapitulation se trouve à la fin des chapitres.

II^e PARTIE.

A) Développement du Botrytis sur les différentes parties de la vigne.

1. *Le mycélium du Botrytis* répandu dans les grains tire sa nourriture avec des filaments très fins et puis devenant plus fort, plus épais, il se jette sur l'hypoderme. Sous la cuticule les filaments forment une couche d'hyphes plus ou moins dense, souvent gélatineuse.

Dans la baie, le mycélium du Botrytis chemine à côté des tissus libéro-ligneux (nervures).

La paroi des filaments du Botrytis est très encline à la gélification. Dans les cellules courtes l'on compte 3 à 4, et dans les cellules longues beaucoup de noyaux.

Dans le cas d'une sclérose générale, on trouve sous la cuticule une couche d'hyphes d'une épaisseur variable, qui forme dans quelques endroits des émergences. Ce sont les commencements des jeunes formations sclérotiques.

Hyphes scléreuses. Les hyphes qui sont restées sous la cuticule se sclérotisent et elles peuvent ainsi servir probablement pour l'hivernation.

2. *Types du développement des sclérotes.* La formation des sclérotes n'a pas encore été étudiée. J'en distingue 4 types. Des sclérotes peuvent se former:

1. de pelottes solitaires,
2. d'un tissu de hyphes feutré homogène,
3. d'un tissu de hyphes feutré, avec une couche de pelottes intermédiaires,
4. d'un tissu de hyphes à nombreuses pelottes.

Selon la structure, les sclérotes mûrs sont ou filamenteux ou cartilagineux; les sclérotes formés des commencements feutrés ont une structure moins dense, tandis que les sclérotes formés d'un commencement à pelottes sont plus forts, plus denses.

3. Les grands sclérotes déjà presque mûrs formés sur des baies et entourés d'une couche corticale brun-foncé, présentent sur une coupe transversale une structure imitant les tissus:

a) sous la couche corticale ont peut distinguer la partie formant l'écorce et enfin la partie médullaire.

b) Après une couche corticale formée de plusieurs assises, il y a l'écorce extérieure, puis l'écorce intérieure et enfin la partie la plus considérable, la moëlle.

La structure *a)* peut se développer du 4^{e} type, tandis que la structure *b)* prend son origine probablement du 3^{e} type. Ces différences s'effacent souvent à l'aoûtement.

4. *La formation de la couche corticale* commence lorsque la cuticule est déjà tombée, les extrémités des filaments gonflés en massue se confondent, leur membrane s'épaissit et brunit. Vue d'en haut la couche corticale est formée de cellules 4 à 5 angulaires. L'épaisseur de la couche corticale à plusieurs assises est en moyenne de 30 μ. Elle se forme aussi sur les parties du sclérote enfoncées dans le milieu solide.

Lors de la germination la couche corticale est tout simplement déchirée par l'apothèce ou les conidiophores en formation.

5. Outre les sclérotes vrais j'ai trouvé encore des organes sclérotiques nouveaux que je viens de décrire sous le nom de petits sclérotes de forme conique ou pseudosclérotes (1er type); ils sont formés d'une seule pelotte enveloppée par des hyphes.

Plus tard leurs hyphes épaisses poussent directement comme des conidiophores;

ou ils produisent une couche corticale brun clair qui sera transpercée par les conidiophores pendant la germination. Leur temps de repos est court.

6. *La germination des sclérotes par des conidiophores* s'effectue de deux manières:

a) *Germination immédiate,* sans tissu stromatique. Le conidiophore prend son origine des branches des cellules multipolaires du sclérote mi-aoûté. La germination commence déjà en Septembre et dure jusqu'à la fin d'Octobre.

b) *Germination à tissu stromatique.* On l'observe dans les vignobles à la fin de Mai, les conidiophores poussent sur un coussin stromatique.

7. *Petites pelottes dans les sclérotes.* Ce sont des formations toutes nouvelles qui naissent d'une ramification abondante de hyphes. Elles peuvent être considérées comme des foyers servant à la production des hyphes.

8. *Germination des sclérotes par des apothèces.* Lors de la germination la couche corticale se fendille et le point végétatif apparaît. Il s'allonge et se différencie. Dans sa coupe se développe assez tôt l'assise de l'hyménium, tandis que la partie inférieure est formée d'un tissu moins dense.

La couche de l'hyménium ne contient d'abord que des paraphyses stériles. Les asques bourgeonnant sur sa base se forcent un chemin entre les paraphyses. Puis la coupe s'ouvre. La déhiscence et l'aoûtement de l'hyménium vont parallèlement.

Les jeunes asques n'ont qu'un seul noyau qui se divise successivement. L'aoûtement des spores s'effectue dans l'ordre basipétale. Les spores contiennent 1 ou 2 ou 3 noyaux.

Les matières plastiques du sclérote et de la tige sont entièrement employées à la production de l'apothèce.

La faculté germinative des sclérotes conservés pendant 1 année et 9 mois s'affaiblit — au bout de ce temps ils n'ont produit que des apothèces stériles.

La production des apothèces n'est pas fixée à un certain endroit déterminé du sclérote. Dans les milieux nutritifs les apothèces poussent un mycèle.

Enfin il paraît que l'humidité abondante et constante favorise plutôt la germination (des sclérotes) à conidiophores.

9. *Organes d'attachement.* 1. Les organes d'attachement sur les grains se développent ordinairement des conidiophores et servent à accaparer les grains voisins.

2. Des organes d'attachement se développent aussi sous la cuticule et servent à la déchirer.

3. Les organes d'attachement supprimés forment en quelques cas des corps ronds, pseudoparenchymatiques (tubercules mycéliens?)

10. *Pénétration des conidies.* J'ai observé la pénétration immédiate (sans formation d'organes d'attachement spéciaux) des spores du Botrytis dans les membranes vivantes faibles (pétales) ainsi que dans des membranes plus fortes.

11. *Formation des conidiophores.* La formation des conidiophores se fait:

a) en groupes ou

b) isolément.

Les conidiophores en groupes poussent immédiatement du mycèle sous la cuticule, ou bien ils sont précédés par la formation d'un coussin pseudoparenchymatique.

Les conidiophores isolés se développent sur des hyphes du mycèle sous-épidermique, autour de leur base on voit des sphérites radiaux de sucre.

12. *Sclérotes creux, lobés.* Les sclérotes des baies se développent souvent irrégulièrement et deviennent creux, lobés. De grands sclérotes sont formés par la fusion de plusieurs groupes de hyphes voisines. Très rarement des sclérotes poussent du sillon basal du grain.

13. *Inclusions.* Les sclérotes enfoncés renferment beaucoup d'éléments de la plante. Parfois le sclérote est plein de grains d'amidon provenant de l'écorce primaire du sarment.

14. *Champignons sur les sclérotes.* Au mois de Mars nous avons observé sur les sclérotes de l'automne précédent de petites touffes de conidiophores de la forme d'un candélabre. Ces conidiophores rappelaient l'Acremonium Vitis. Dans les cultures artificielles nous avons observé une forme pareille, mais plus petite.

B) Développement du Botrytis dans les cultures artificielles.

15. *Thalle.* Cultivé dans du moût, le Botrytis développe un thalle fort à six couches, dont l'inférieure est gélatineuse, la suivante rougeâtre, la troisième contient beaucoup d'air et des conidiophores prostratés péris. Les hyphes en croissance poussant du 3-e étage correspondent à la quatrième couche, la cinquième couche porte les organes d'attachement. La sixième est formée d'un mycèle faible.

16. Sur les tubes germinatifs des spores du Botrytis (la germination peut commencer sur 2 ou 3 points), il peut résulter des changements de forme par suite du stimulus de contact; ces changements s'égalisent en partie pendant la première période du développement.

17. Par une action de contact prolongée il se forme des organes d'attachement de différents types (palmiformes, lobés, imitant le bois, la ramure d'un cerf) qui donnent naissance à des touffes dont les plus fortes, grâce à une nutrition continue, deviennent des corps composés volumineux.

18. *Les organes d'attachement volumineux sont de deux espèces*:

a) organes d'attachement à disques. Ils brunissent avec le temps, forment des corps creux (pseudo-sclérotes, 2^{e} type) et périssent.

b) Organes d'attachement sans disques. Considérons le développement des grands organes d'attachement sans disques (sclérotigènes):

19. Les branches primitives, en se ramifiant successivement plusieurs fois, produisent des touffes obtuses d'une couleur vert-jaune. Au cours de l'accroissement les branches principales arrêtent leur croissance au bout d'un certain temps et forment une zone solide collée (première couche), distinguée par une couleur plus foncée.

Ensuite chacune des branches principales pousse une hyphe qui se bifurque et dont les branches latérales fusionnent entre elles; ainsi se forme la nouvelle zone plus claire et plus haute. Là les bouts des filaments s'associent et forment de nouveau une zone plus dense et plus foncée.

L'alternement de ces zones denses et lâches peut se répéter plusieurs fois. Par la formation continuelle de zones souvent 15 à 20 étages peuvent être produits. L'assise la plus foncée correspond toujours à la zone où la croissance s'arrête temporairement, tandis que la plus claire correspond à l'endroit où les troncs recommencent à pousser.

20. Par suite de la croissance unipolaire et excessive des couches, éventuellement par l'intercalation de nouveaux centres de ramification, il se forme des corps hémisphériques ou de la forme d'un éventail, coniques ou même ramifiés, imitant les types du Codium, Pavonia, Halimeda, ou les Cactées à phylloclades.

Dans les gouttes d'eau sur les parois du flacon de culture se produisent de petites houppes affectant la forme d'une coupe à base recourbée.

21. *Développement des sclérotes.* Les sclérotes se forment des grands organes d'attachement (composés de plusieurs houppes) dépourvus de disques (18 *b*). Ces organes engendrent et nourrissent aussi les jeunes sclérotes.

Il faut remarquer que les grands organes d'attachement n'adhèrent pas immédiatement à la paroi du flacon, mais ils en sont séparés par une couche mycélienne recouvrant les colonnes de la houppe lâche.

Sur leur base inférieure on voit pousser une pelotte peu serrée. C'est le commencement du sclérote. Les filaments de la pelotte s'unissent aussitôt en une couche corticale qui brunit.

23. La base de l'organe d'attachement peut s'enfoncer profondément dans le jeune sclérote en développement et elle envoie un tissu de remplissage dans la cavité du jeune sclérote, mais le sclérote contribue aussi au remplissage de sa cavité en poussant des filaments gonflés en massue, qui se ramifient dans la cavité et y forment un tissu serré.

24. Le jeune sclérote, enveloppé déjà à sa périphérie libre d'une couche corticale brune se sépare de la houppe nourricière de telle façon que sur les bornes ses filaments brunissent et cloisonnent tangentiellement et forment la couche corticale séparatrice complémentaire intercalée, qui cicatrise pour ainsi dire l'ombilic et détache le sclérote de sa mère.

25. Le processus d'aoûtement du sclérote exige un temps prolongé, des mois, pendant lequel les hyphes se fortifient, s'embranchent et forment un tissu plus dense, homogène.

26. *Je considère donc en suite de mes recherches les grands organes d'attachement sans disques, composés de plusieurs houppes comme des organes formant des sclérotes, des sclérotigènes.* Il faut donc modifier considérablement l'idée des mycologues qui se sont occupés jusqu'ici de cette question.

Cependant les organes d'attachement en forme de massue que j'ai trouvés sur les grains et qui servent à joindre ensemble les baies, sont des conidiophores métamorphosés.

27. *Germination.* Les sclérotes développés en 3 mois ne sont pas encore complètement mûrs; semés sur du sable humide ils germent au bout de 4 semaines avec des conidiophores. Il faut mentionner encore un fait curieux:

28. J'ai observé la production de nouvelles hyphes sur des organes d'attachement dans de la glycérine.

Dans les préparations sur des organes d'attachement dans une goutte d'eau et mises sous le couvre-objet, après addition de glycérine à 50%, au bout de 3 jours commençait la production des hyphes nouvelles extrêmement minces (4 à 5 μ) qui atteignent la longueur de 7·5 mm et se portaient vers les bords du couvre-objet. Les organes d'attachement plus forts montraient même la bifurcation des branches principales à la façon ordinaire.

29. La base des conidiophores, ainsi que leurs hyphes ont souvent montré un certain degré de gélification.

L'on peut très bien voir sans traitement les ponctuations en forme de trous ovales, sur les cloisons des cellules vivantes.

30. Dans le cycle du développement du Botrytis j'ai observé plusieurs sortes de conidiophores nains à sporidies.

a) Les uns produisent des conidies en chaînette,

b) les autres en petits groupes sur des stérigmates en forme de faucille.

31. *Hyphes à disques.* Dans les cultures en moût-gélatiné les hyphes cheminant dans le milieu, produisent sur la partie en contact avec le verre de vrais disques (comme les organes d'attachement) qui poussent en bas des branches courtes effilées, en forme de fouets.

32. *Fusions.* Les filaments de tout ordre du Botrytis et même les spores en germination fusionnent facilement.

Lors de la réduction du mycélium, la membrane de quelques articulations s'épaissit et brunit. Sur les hyphes déchirées on remarque le renouvellement du contenu qui pousse à travers les cloisons des cellules vides.

33. *Fragmentation à la façon de l'Oïdium.* C'est un phénomène nouveau pas encore observé. Les appressoires d'une culture de 19 jours, placés sur les couvercles de la chambre humide couverts de moût-gélatiné, ont poussé énergiquement le 4e jour.

Plusieurs de ces filaments se cloisonnent transversalement à intervalles très rapprochés, en même temps les articules ainsi isolés se renflent en boules. La cellule terminale est d'ordinaire pyriforme, on voit nettement les ponctuations sur les cloisons.

Ces éléments s'isolent ensuite, comme dans le cas de l'Oïdium. La fragmentation des filaments se fait dans un temps relativement court, en 1 à 2 jours les cellules sont complètement isolées.

Les cellules ovoïdes ont un aspect réfringent, opaque, le contenu est à peine visible et disparaît vite, et les cellules séparées sont plus ou moins vides.

34. Dans le plasme des filaments cheminant dans les couches internes de la gélatine on voit de très grandes vacuoles. Le contenu de ces cellules est en communication directe avec celui des cellules voisines *à travers la ponctuation de la cloison.*

35. *Exsudation des hyphes.* Dans les cultures sur gélatine, à la dernière période, quand le milieu est à peu près épuisé, on observe au bout des hyphes ou autour des filaments, des corps d'un aspect singulier, très réfringents, qui correspondent probablement à des exsudations protoplasmiques. C'est la dernière phase de la désorganisation.

Explication des Planches.

PLANCHE XIV.

Figure 1. Sarment mi-aoûté avec de jeunes sclérotes apparaissant comme de pustules jaunes. (Jabuka, Comitat de Temes). Grand. nat.

Figure 2. Une petite partie de l'écorce du sarment grossi. Les pustules jaunes, c'est à dire les jeunes sclérotes fendillent l'écorce du sarment. Gross. 25.

Figure 3. Le même sarment, coupe transversale. Le jeune sclérote est profondément enfoncé dans l'écorce. Grossiss. 10.

Figure 4. Sarment malade, avec des sclérotes développés noirs. (Csantavec, Comit. de Zala, Novembre 1901.) Grand. nat.

Figure 5. Le même ; un sclérote. Grossiss. 25.

Figure 6. Le même, coupe transversale. Les filaments du Botrytis végètent dans l'écorce et traversent la moëlle et attaquent même le bois ; ils détruisent les rayons médullaires et le bois se désagrège. Grossiss. 10.

Figure 7. Fragment d'un sarment de Cabernet de 1902, recueilli le 25 Mai 1903 dans les vignobles de la Couronne à Gödöllő. Sur le sarment enfoui dans le terrain sablonneux on voit épars des sclérotes noirs. Grand. nat.

Figure 8. Pétiole de la feuille du cépage Ezerjó recueilli dans le même endroit, avec des sclérotes noirs hivernés sur l'écorce. Grand. nat.

Figure 9. Pétiole du cépage «Nagy-Burgundi» de 1902 (recueilli dans le même endroit) ; une partie des sclérotes a déjà germé sur la pousse à moitié enfouie dans le sol et elle est couverte d'une végétation grise de Botrytis (le 25 Mai 1903). Grand. nat.

Figure 10. Le même, fragments de l'écorce avec des sclérotes fortement germés. Le champignon gris représente les conidiophores du Botrytis. Grand. nat.

Figures 11 et 12. Boutures de Rupestris Monticola provenant du stratificateur de la pépinière d'américaines de l'Etat à Torda (1899) avec des sclérotes aoûtés noirs, sur la coupe et sur les fentes de l'écorce. Grand. nat.

Figure 13. Feuille de vigne (Cabernet ?) trouvé le commencement de Juin 1903 sous une haie de Gleditschia dans le vignoble de la Couronne

à Gödöllő, face supérieure. On voit partout épars des sclérotes ronds, noirs, de 1 à 2 mm. de diamètre. Grand. nat.

Figures 14 et 16. Le même, fragments avec de sclérotes. Gross. 25.

Figure 15. Face inférieure de la même feuille avec des sclérotes noirs. Grand. nat.

Figure 17. Fragment d'une feuille trouvée dans le même vignoble. Le sclérote enfoncé commence à germer en 3 endroits. (Recueilli le 25 Juin 1903.) Gross. 25.

Figures 18 et 19. Germination plus avancée. Les champignons poussés des sclérotes, c'est à dire les apothèces sont hauts de 3 à 4 mm. La tête est d'abord jaunâtre et enfoncée, plus tard blancheâtre et voûtée. Grossiss. 25.

Figure 20. *a)* Baie en voie d'aoûtement, avec de grands sclérotes incolores, gélatineux.

b) Coupe longitudinale d'une baie semblable avec un sclérote émergeant de la baie. Du vignoble du baron LÁSZLÓ DE BOHUS (près de Világos Comit. Arad), cultivé sous une cloche humide. Grand. nat.

Figure 21. Baies envahies par les conidiophores du Botrytis («pourriture noble»). Envoyées de Pápa, le 23 Sept. 1903. Grand. nat.

Figure 22. Baie d'Isabelle du vignoble de la Couronne à Gödöllő, avec des sclérotes noirs en groupes, aoûtés, du 7 Sept. 1901 au 9 Janv. 1902 sous une cloche humide. Grand. nat.

Figure 23. Baie malade recuillie à Jabuka (Comit. de Temes). Les sclérotes n'ont pas aoûté gardés dans un flacon humide du 25 Sept. au 23 Déc. 1903. Ils sont encore incolores. Grand. nat.

Figure 24. La même, coupe longitudinale. Des sclérotes gélatineux émergent de la pellicule de la baie et sont encore recouverts par l'épiderme. Gross. 25.

Figure 25. Baies portant des sclérotes mûrs. Grand. nat.

Figure 26. Le même, vu de côté. Les sclérotes rugueux sont enfoncés à moitié dans la baie et ont déjà fendu la pellicule. Gross. 25.

Figure 27. Le même, un jeune sclérote vu d'en haut, en dessus du sclérote la pellicule est fendue en forme d'étoile. Grossiss. 25.

Figure 28. Le même. La pellicule s'est déjà détachée. Gross. 25.

Figure 29. Baie du cépage Rakk-szőlő avec des touffes de Botrytis en trois endroits. (Kecskemét.) Grand. nat.

Figure 30. La même. Une touffe de conidiophores. Gross. 25.

Figure 31. Baie de Muscat de Bordelais avec de jeunes sclérotes forme des pustules. Grand. nat.

Figure 32. La même. Une pustule, grossie 25 fois, n'a pas encore fendue la pellicule. Grand. nat.

Figure 33. La même, avec des sclérotes aoûtés, noirs; proportionellement au développement la couleur de la baie se fâne. Grand. nat.

Figure 34. La même, d'en haut. Gross. 25.

Figure 35. La même, avec des sclérotes aoûtés, noirs, en groupes. Grand. nat.

Figure 36. La même, d'en haut. Gross. 25.

Figure 37. Sclérote aoûté sur baie, il renferme des couches entières de la pellicule de la baie (ce sont les taches rouges-brunes). Il est couvert d'une forte couche corticale noire, qui s'est aussi développée sur la partie inférieure. Zeiss : ocul. II. object. A. Gross. 50.

PLANCHE XV.

Figure 38. Les filaments minces du mycèle venant de la pulpe de la baie se fortifient en atteignant l'hypoderme et en perforant les parois ils s'acheminent vers l'épiderme. Sclérose générale. Préparation selon la méthode M. Heidenhain. Zeiss : ocul. II. object. C. Gross. 125.

Figure 39. Commencement de sclérote se développant d'une pelotte solitaire. Puisque les hyphes répandues dans la pulpe sont minces, la formation de la pelotte se fait dans l'hypoderme sous la cuticule. Les filaments qui ont atteint l'hypoderme se sont fortifiés. Sur la figure on voit des deux côtés deux pelottes toutes jeunes et au milieu une pelotte forte. Zeiss : ocul. II. object. C. Gross. 125.

Figure 40. Destruction du liber des nervures. Le mycèle se répand dans les baies le long des nervures, il pénètre dans le liber mou du système des tissus criblés et le détruit. Zeiss : ocul. II. object. E. Gross. 340.

Figure 41. Fragment de l'hypoderme de la fig. 38. Le dessin représente l'épaississement des tubes arrivés dans la partie corticale. Un de ces filaments s'est ramifié, et plus loin les deux branches ont fusionné. Zeiss ocul. IV. object. E. Gross. 600.

Figure 42. Partie de la pulpe d'une baie avec perforation des membranes causées par les hyphes. Zeiss : ocul. II. object. E. Gross. 340.

Figure 43. Filaments mycéliens pris de la couche corticale d'une baie. Les filaments sont irrégulièrement articulés, dans les articulations courtes on voit 3 à 4 noyaux, dans celles plus longues il y en a beaucoup. Zeiss : ocul. II. object. E. Cross. 340.

Figure 44. Coupe transversale d'une baie desséchée, faiblemenent résistante. La sclérose entre profondément dans l'hypoderme de la baie ratatinée et sous la cuticule fendue le développement des sclérotes commence en beaucoup d'endroits. Gross. 20.

Figure 45. Développement du sclérote d'une pelotte solitaire, Ier type. Sur ce dessin la formation de la pelotte commence dans la couche intérieure de l'hypoderme, puisque les filaments du mycélium répandus dans la pulpe sont forts. La pelotte s'enfonce profondément dans l'hypoderme et au dessus d'elle on voit encore beaucoup de filaments s'acheminant vers la surface et brunies à leur bout. Le couteau du microtome a enroulé, déchiré la cuticule. Préparation fixée et teinte. Zeiss : ocul. II. object. C. Gross. 125.

Figure 46. Partie de la pulpe. Outre la perforation des parois on voit encore que les filaments grêles peuvent devenir de fortes tubes dans la pulpe. Zeiss : ocul. IV. object. E. Gross. 600.

Figure 47. Coupe transversale de la baie à l'endroit où la pulpe et la pellicule se confondent (la limite de la pulpe et de la pellicule de la baie).

Dans la cellule de l'hypoderme il y a de gros filaments qui ont pour origine les filaments minces de la cellule de la pulpe voisine. Zeiss : ocul. compens. 4. object. apochrom. 3. Grossiss. 333.

Figure 48. Coupe transversale d'une baie atteinte par la sclérose générale, enveloppée d'une hypoderme forte. La couche des hyphes a une épaisseur inégale, par endroits on voit les commencements des jeunes formations sclérotiques, qui grandissent proportionellement à leur développement et fendillent la cuticule. Grossiss. 15.

Figure 49. Développement des sclérotes d'un tissu de hyphes feutré homogène, IIe type. Les hyphes minces croissent verticalement et soulèvent la cuticule. Elles forment une masse légère, filamenteuse, qui devient plus tard dense par la ramification et l'enchevêtrement des filaments. Zeiss : ocul. IV. object. A. Grossiss. 97.

Figure 50. Développement des sclérotes d'un tissu de hyphes feutré avec une couche de pelottes intermédiaire, IIIe type. La couche des filaments minces croissant verticalement se condense sous la cuticule. Les membranes des pelottes sont gélifiées, par conséquent la couche des pelottes est réfringente, brillante. Zeiss : ocul. IV. object. A. Grossiss. 97.

Figure 51. Développement des sclérotes d'un tissu de hyphes à beaucoup de pelottes, IVe type. Dans le tissu feutré, lâche, il y a épars beaucoup de pelottes. Les pelottes ne sont pas également grandes puisqu'elles grandissent par l'épaississement et l'enchevêtrement des filaments. Les hyphes sous la cuticule se sont déjà condensées. Zeiss : ocul. IV. object. A. Grossiss. 97.

Figure 52. Coupe transversale d'un sclérote cartilagineux, aoûté, avec une couche corticale à grande lumière. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. 600.

Figure 53. Une partie d'un sclérote aoûté à structure filamenteuse. Les filaments sont épais de 14 à 16 μ et ne sont pas gonflés. Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 54. Coupe transversale d'un grand sclérote marbré, à couche corticale brun-foncé, développé sur baie. On peut distinguer 3 zones : de droite on voit la couche corticale formée d'une seule assise de cellules, puis l'écorce formée par des filaments gonflés en forme de massue à leur extrémité et enfin il y a la moëlle formée par des groupes polygonals. On peut déduire cette structure du type IV. (fig. 51). Zeiss : ocul. II. object C. Grossiss. 125.

Figure 55. Structure d'un sclérote développé sur une baie, long de 3 mm. Coupe transversale. On voit à gauche la couche corticale forte, formée par plusieurs assises, puis il y a l'écorce extérieure légère et enfin l'écorce intérieure dense, se coloriant fortement. La moëlle prend une tinction claire et l'on y voit dans toutes les directions des tubes droits, à membrane mince. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 56. Commencement de la formation de la couche corticale. Le jeune sclérote a une structure feutrée et cette partie (à gauche) est encore couverte par la cuticule — là, où la cuticule s'est déjà détachée la

formation de la couche corticale a commencée. Zeiss : ocul. II. object. a_8. Grossiss. 25.

Figure 57. Couche corticale d'un sclérote mûr, vue d'en haut. La couche corticale est assez régulière, elle imite un tissu parenchymatique formé par des cellules 4 ou 5 angulaires, sans méats. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 58. Coupe transversale de la couche corticale formée par deux assises de cellules d'un sclérote aoûté. Les parois extérieures sont épaisses et brunâtres. La couleur brune des parois se propage vers l'intérieure. Quelques cellules cloisonnent tangentiellement. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. 600.

Figure 59. Formation de la couche corticale d'un sclérote de Botrytis (état jeune). Les bouts gonflés en massue des filaments s'associent sur la surface ; sur la partie voûtée la membrane s'épaissit et brunit. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. 600.

PLANCHE XVI.

Figure 60. Une forte hyphe dessinée à part, prise de la pulpe d'une baie attaquée. La membrane est épaissie en forme d'un anneau. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. 600.

Figure 61. Filament de l'intérieure d'un sclérote, la membrane traitée avec du chloroiodure de zinc montre plusieures couches. Zeiss : ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Grossiss. 498.

Figure 62. Formation sclérotique conique. Les filaments formant l'écorce de la pelotte ont déchiré la cuticule et poussent par la fente. Zeiss : ocul. IV. object. C. Grossiss. 220.

Figure 63. Le même, état adulte. La formation conique est revêtue d'une couche corticale. Les tubes de la pelotte désagrégée transpercent les cellules à grande lumière de la couche corticale brune et apparaissent comme des conidiophores, = formation sclérotique d'un ordre inférieure produisant des conidies. Zeiss : ocul. IV. object. C. Grossiss. 220.

Figure 64. Germination d'un sclérote hiverné, avec coussin (2e type), sur le sarment, au bout de Mai, dans le vignoble. Les coniodiophores poussent sur des coussins pseudo-parenchymatiques. Zeiss : ocul. IV. object. A. Grossiss. 97.

Figure 65. Germination immédiate du sclérote (1er type). Sur des baies recueillies le 26 Octobre 1902 et conservées dans une chambre chauffée les sclérotes ont germé au moi de Décembre. Les conidiophores se forment dans l'intérieure du sclérote, on voit leurs commencements comme des tubes droits, épars, remplis de plasme (dans le sclérote à gauche). Sur les coupes des sclérotes on voit aussi *les petites pelottes toutes nouvelles*, se coloriant fortement. Zeiss : ocul. II. object. a_8. Grossiss. 25.

Figure 66. Une *petite pelotte* (diamètre 18 μ) du corps du sclérote précédent. Les filaments enchevêtrés se colorient également foncé. Tinction à l'haematoxyline de fer. Zeiss : ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Grossiss. 498.

Figure 67. Partie du sclérote germant immédiatement (figure 65). Les tubes des conidiophores épais prennent naissance des hyphes richement ramifiées par l'épaississement des branches. Zeiss : ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Grossiss. 498.

Figure 68. Le même, état adulte. Les conidiophores épais de 19 μ sont enracinés entre les hyphes. Les hyphes ont déjà pour la plupart une épaisseur égale. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. 600.

Figure 69. *Petite pelotte qui s'ouvre* (voir fig. 66. mais plus adulte), du bord du sclérote, immédiatement sous la couche corticale en développement. La grande cellule, de la forme d'une bouteille, dont le plasme forme une masse centrale, est la coupe transversale d'un conidiophore. Zeiss : ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Grossiss. 498.

Figure 70. Coupe transversale d'un conidiophore (18 μ × 27 μ) pris d'un sclérote germant immédiatement, pour représenter la disposition singulière du plasme. Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figures 71 et 73. *Petites pelottes s'ouvrant* (dernière phase correspondant à la figure 66). Sur le deuxième dessin les pelottes sont déjà lâches et se confondent dans les tissus du sclérote. *Je considère ces formations comme des foyers de la production des filaments.* Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 72. Germination (mois de Mai) d'un sclérote aoûté sur sarment, avec des conidiophores. Zeiss : ocul. II. object A. Grossiss. 50.

Figure 74. Houppes d'attachement sur les grains. Coupe transversale par deux baies voisines d'une grappe attaquée par le Botrytis. La baie inférieure est malade, tandis que la supérieure est encore saine. Les houppes d'attachement développées sur la baie malade adhèrent à la baie saine tellement qu'elles ne s'en sont pas détachées pas même pendant la coupe. C'est ainsi que la maladie se transporte d'un grain à l'autre. Zeiss : ocul. II. object. a_8. Grossiss. 26.

Figures 75 et 76. Houppes d'attachement trouvées sur des grains malades. Leur tête est applatie, d'une couleur verdâtre. (Trouvé sur le cépage Furmint à Tállya, vignoble de Béla de Bernáth, député.) Zeiss : ocul. IV. object. A. Grossiss. 97.

Figure 77. Houppe d'attachement comprimée, n'a pa pû déchirer la cuticule. Zeiss : ocul. IV. object. C. Grossiss. 220.

Figure 78. Houppes d'attachement soulevant la cuticule. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 79. Mycèle sclérotique hivernant sur sarment (recueilli à Csáktornya Comit. de Zala, le 6 Novembre 1901). Entre les cellules du liège de l'écorce il y a des filaments mycéliens dont quelques uns ont déjà poussé des conidiophores courts. Zeiss : ocul. compens. 4. object. apochrom. 3. Grossiss. 333.

Figure 80. Les hyphes poussant sur le grain malade attaquent le grain sain (infection mycélienne). Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 81. Houppes d'attachement sur un grain malade (correspond à une partie de la fig. 74). Combiné sur des coupes en série. Les houppes

d'attachement sont produites par la ramification touffue des coniodiophores poussé sur des coussins pseudoparenchymatiques situés dans l'hypoderme de la baie malade. J'ai dessiné un peu plus loin la pellicule de la baie saine, pour mieux représenter la couche de matière glutineuse sur la surface de la houppe. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 82. Hyphes hivernant sous la cuticule, à la longue elles se gonflent en forme d'une bouteille et jaunissent. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

PLANCHE XVII.

Figure 83. Hyphes épaissies enfermées sous la cuticule de la baie (Mycèle hivernant). Le bout brun des filaments est arrondi ou crochu, ressemblant à un bec d'oiseau. Zeiss : ocul. compens. 6, object. apochrom 3. Grossiss. 500.

Figure 84. Corps ronds pseudo-parenchymatiques formés par l'enchevêtrement des filaments des organes d'attachement empêchés dans leur développement, sous la cuticule (tubercule-mycélienne). Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 85. Le même, avec un plus fort grossissement. Dans les cellules il y a encore du plasme. Zeiss : ocul. IV. object. E. Grossiss. 600.

Figure 86. Développement des conidiophores, en groupes, avec formation d'un coussin sur la baie. Zeiss : ocul. II. object. a_3. Grossiss. 25.

Figure 87. Un groupe du même objet. Les filaments formant le coussin des conidiophores se sont agglomérés par la pression réciproque en un tissu pseudo-parenchymatique. La cellule basale des conidiophores est toujours enflée en forme d'une vessie. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 88. Conidiophores en groupe, sans coussins, prenant origine dans le mycèle sous la cuticule. Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 89. Conidiophores isolés se développant des filaments mycéliens sous-épidermiques ; autour de leur base il y a des sphérites de sucre. Provenant d'une pétiole. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 90. Formation des conidiophores. Une cellule de la hyphe large cheminant à côté des cellules épidermiques a déchiré la cuticule et s'est développée en un conidiophore cylindrique. A droite une cellule gonflée déchire juste maintenant la cuticule. Sur la cloison de la hyphe inférieure il y a une grande ponctuation, on aperçoit aussi la membrane foncée et déchirée de la cellule-mère ; à gauche il y a sur des organes axiaux deux conidiophores en formation. Zeiss : ocul. IV. object. II. Grossiss. 600.

Figure 91. Conidiophore, à base gonflée, vu d'à côté. Zeiss : ocul. II. object. II. Grossiss. 340.

Figure 92. Conidiophores de la fig. 89. Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 93. Sclérote rugueux, sillonné par le développement inégal. Sur baie. Grossiss. 15.

Figure 94. Coupe faite sur la partie enfoncée dans l'hypoderme du sclérote. La couche corticale s'y est aussi développée. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 95. Inclusions d'amidon dans des sclérotes aoûtés, provenants des sarments de Tarcal. (28/X. 1902.—16/II. 1903.) Elles proviennent des cellules de l'écorce primaire. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 96. Formation des conidiophores, correspondant à la fig. 88. Sur baies. Zeiss : ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

Figure 97. Sclérote courbé en arc, — par le développement inégal il s'est détaché de la baie. D'une provenance feutrée. Grossiss. 15.

Figure 98. Sclérote creux, formé par la fusion de groupes de tissus feutrés déchirant la cuticule en plusieurs endroits. D'une baie. Grossiss. 15.

Figure 99. Sclérote creux, ramifié par croissance inégale. D'une baie. Grossiss. 15.

Figure 100. Coupe transversale d'un sclérote lobé, long de $5^1/_2$ mm et épais de 3 mm, trouvé sur un sarment stratifié à Torda. Grossiss. 15.

Figure 101. Sclérotes développés sur la baie dans le sillon basal. Grossiss. 10.

Figure 102. Conidiophores ressemblant à l'Acremonium, formant des touffes sur le sclérote. Zeiss : ocul. compens. 4. object. apochrom. 16. Grossiss. 60.

Figure 103. Tissu pseudo-parenchymatique à la base des conidiophores mentionnés. Zeiss : ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Grossiss. 500.

Figure 104. Les hyphes principales des conidiophores représentés fig. 102 se ramifient dans les noeuds et produisent des microconidies rondes (3 μ) sur les bouts de branches minces éffilés. Type Acremonium. Zeiss : ocul. compens. 6. object. apochrom. 3. Grossiss. 500.

PLANCHE XVIII.

Figures 105 et 106. Germination des spores de Botrytis dans du moût, sur porte-objet, en 20 heures. Sur les endroits en contact avec le verre on voit sur les tubes germinatifs des déformations causées par l'irritation. Le poil sur le dernier dessin se développe comme un filament normal. Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 107. Le même, après 24 heures. Les déformations disparaissent au cours du développement. Même grossissement.

Figures 108 et 109. Le même, culture de 3 jours. Formation de poils par l'action du contact. Zeiss : ocul. compens. 4. object. apochrom. 3. Grossiss. 340.

Figures 110, 111 et 112. Formation de poils sur les organes d'attachement palmiformes adhérés au porte-objet. Le dernier dessin représente le cas le plus fréquent. Même grossissement.

Figure 113. Formation du disque sur les bouts adhérant au porte-objet de l'organe d'attachement. Vu d'en haut. Culture de 3 jours. Même grossissement.

Figure 114. Filaments dans du moût gélatiné, avec de grandes vacuoles caractéristiques pour ces cultures. Même grossissement.

Figures 115 et 116. Organes d'attachement lobés, s'applatissant (8 jours). Les lobes du dernier ont fusionné. Même grossissement.

Figures 117, 118 et 119. Développement des organes d'attachement palmiformes sur des filaments rampés sur le couvercle de la boîte de Petri, dans une culture de 8 à 9 jours. Même grossissement.

Figur 120. Sur la culture on distingue à l'oeil nu les commencements des organes d'attachement, c'est à dire des pseudo-sclérotes, comme des corps jaune-brun. Grand. nat.

Figure 121. Organes d'attachement imitant la ramure d'un cerf. (3 jours). Gross. 340.

Figure 122. Le même, les organes d'attachement forment des disques à leur bout (moût-gélatiné). Zeiss: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 123. Le même, sur les organes d'attachement détachés du porte-objet on observe la formation de poils. Zeiss: ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 124. Une hyphe forme des organes d'attachement par une ramification abondante, ces commencements n'adhèrent pas encore au couvercle; ils sont fortement réfringents (culture en chambre humide, moût-gélatiné) et se bifurquent; vu d'en haut. Même grossissement.

Figure 125. Les branches touffues adhèrent fortement au couvre-objet, elles s'applatissent en disques, leur membrane est gélifiée, jaune. Vu d'en haut. Leitz: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 126. Gélification et fusion partielle des bouts à disques des organes âgés. Même grossissement.

Figure 127. Le bout de la houppe adhérant au couvre-objet est entièrement gélifié. Traitées avec du chloroidure de zinc les membranes gélifiées deviennent jaune d'or. Zeiss: ocul. II, object. E. Grossiss. 340.

Figure 128. Les filaments de la houppe attachée au couvre objet, dans une culture prolongée sur gélatine, poussent vers les gouttes d'eau précipitées, Le mucilage forme un réseau à membrane épaisse. Même grossissement.

Figure 129. Hyphe entourée d'une gaîne de mucilage (d'une culture prolongée). Zeiss: ocul. IV. object. 3. Grossiss. 600.

Figures 130 à 133, 134, 135. Développement des organes d'attachement volumineux sur les tubes germinatifs de spores germées dans du moût et conservées dans de l'eau. En 24 heures. Le développement des tubes des spores affaiblies est lente. La masse corpulente formée de filaments serrés (fig. 134) ne pousse que des poils courts, puis son développement cesse. Zeiss: ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 136. Houppe simple, d'une culture dans moût en train de dessèchement poussant des poils fusionnant. Leitz: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 137. Le même. Houppe d'attachement formée par l'enchevêtrement des filaments longs. Même grossissement.

Figure 138. Le même. Formation d'une houppe sur le tube germinatif de la spore, le bourgeonnement des branches initiales est forte. Même grossissement.

Figure 139. Le même. Les branches initiales se cloisonnent et fusionnent, puis leur développement cesse. Même grossissement.

PLANCHE XIX.

Figures 140 à 147. Par la bifurcation des organes d'attachement lobés ou imitant la ramure d'un cerf (se développant sur des spores ensemencées dans du moût) il se forme en deux jours des houppes volumineuses (fig. 146 et 147). Ces dernières se transforment ensuite en pseudosclérotes. Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 148. Dans du moût gélatiné les cellules basales des branches initiales se gonflent en forme de vessie. Développement vigoureux. Leitz : ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 149. Le même. La houppe en voie de développement devient touffue et s'attache au couvercle. La bifurcation régulière des branches initiales est très apparente. Même grossissement.

Figure 150. Houppe d'attachement à ramification touffue, développée dans un flacon de FREUDENREICH sur du moût gélatiné. Ils se forment par la croissance rapide des branches longues qui adhèrent fortement les unes aux autres. Leitz : ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 151. La même. Formation des zones sur une houppe jaune. La membrane épaissie des branches âgées est brun-jaune, elles produisent à leur base des pousses bifurquées. C'est la nouvelle zone, qui est d'abord incolore. Ce processus peut se répéter, ils se forment ainsi 20 zones superposées. Même grossissement.

Figure 152. Organe d'attachement volumineux sans disque, couvert d'une couche mince mycélienne. Zeiss : ocul. II. object. A. Grossiss. 90.

Figure 153. Houppe à développement irrégulier, la première zone ne s'est pas formée, trois tubes ont seuls poussé de longues branches, qui serpentent en adhérant par-ci et par-là avec un disque au couvre-objet, dans les gouttes d'eau. Leitz : ocul. IV. obj. 6. Grossiss. 460.

Figure 154. Formation des zones dans un jeune organe d'attachement, écrasé. La zone foncée correspond toujours à une nouvelle zone de bourgeonnement. Les nouvelles branches produisent une couche très haute et fusionnent souvent. Même grossissement.

Figure 155. Coupe longitudinale d'une houppe d'attachement volumineuse, sans disque. Les nouvelles couches se forment en différentes hauteurs, on peut toujours distinguer que ce sont les tubes principaux qui produisent les branches bifurquées. Les zones ne meurent donc pas, mais elles se renouvellent par bourgeonnement. Même grossissement.

Figure 156. Une partie du corps hémisphérique, produit par la croissance uniforme des couches. Zeiss : ocul. II. object. A. Grossiss. 90.

Figure 157. Organe d'attachement affectant la forme d'un entonnoir, qui a produit par bourgeonnement une nouvelle pousse de la même forme. Même grossissement.

Figure 158. Organe d'attachement sans disques produisant par bourgeonnement intérieur de nouvelles pousses. Même grossissement.

Figure 159. Houppes d'attachement sur la paroi du flacon. Grossiss. 5.

Figures 160 à 162. Organes d'attachement de la forme d'un gobelet sur les filaments rampés sur la paroi du flacon dans les gouttes d'eau. Leur base se retrousse et devient brun-foncé, elle périt. La coupe s'ouvre. Même grossissement.

Figure 163. Le même. Un bourgeon sphérique pousse dans l'intérieur du gobelet. Même grossissement.

Figure 164. Organe d'attachement solide, long, de la forme d'un cor, son bout adhère au verre et les filaments à disques se confondent. Leitz: ocul. IV. object. 3. Grossiss. 100.

Figure 165. Organes d'attachement se développant sur la paroi d'un grand flacon (200 cm³, moût), la couche supérieure est la plus vieille. On ne voit presque pas de formation de mucilage. Les pseudo-sclérotes ainsi produits sont brun-foncé. Grandeur naturelle.

Figure 166. Un vrai sclérote aoûté, attaché à sa grande houppe-nourrice applatie périe, d'une culture de moût. Zeiss: ocul. II. object. A. Grossiss. 90.

Figure 167. Coupe transversale du sclérote précédent. Le sclérote est solide et il est rempli d'une moëlle à gros filaments; la couche corticale est brun-foncé et développé tout autour du sclérote. Zeiss: ocul. II. object. C. Grossiss. 125.

PLANCHE XX.

Figure 168. Houppe touffue grande, volumineuse, formée par plusieurs couches, entre les filaments le mucilage à déjà disparu et la houppe est périe («pseudosclérote»). Zeiss: ocul. II. object. a_8. Grossiss. 25.

Figure 169. Pseudosclérote composé par plusieurs houppes. A leurs bouts courbés on voit encore les restes bruns des filaments mycéliens péris, qui l'ont produit. Même grossissement.

Figure 170. *a)* Développement des vrais sclérotes. A la base de la houppe les filaments des colonnes se ramifient richement et l'on voit bourgeonner une pelotte mycélienne incolore, qui se solidifie et forme sur la surface une couche corticale brune. Lors de la coupe le jeune sclérote a été ouvert partiellement. Zeiss: ocul. II. object. a_3. Grossiss. 25.

b) Le même. La houppe nourrice entière avec le sclérote en développement. Grossiss. 10.

Figure 171. Coupe longitudinale médiane, de la base de la houppe sclérotigène. La houppe s'enfonce profondément dans le jeune sclérote et le remplit avec ses hyphes lâches. L'écorce est dense, la couche corticale est brun-foncé et se développe sur la surface libre. Zeiss: ocul. II. object. a_3. Grossiss. 25.

Figure 172. Un groupe de houppes, coupées longitudinalement. La partie libre du jeune sclérote s'est développé rapidement et a enlevé les houppes de leur place. Le sclérote est bossu et le couteau l'a ouvert en deux endroits. Même grossissement.

Figure 173. Sclérote mi-aoûté, formé des colonnes latérales d'une houppe. Son intérieur est vidé par le couteau. Le thalle a pénétré entre les colonnes. Même grossissement.

Figure 174. La base de la houppe a pénétré avec le tissu de remplissage dans la cavité du sclérote. Au fond de la cavité on remarque les filaments de l'écorce, poussant des branches en forme de massue. Même grossissement.

Figure 175. Hyphes gonflées en forme de massue au fond du sclérote, par un grossissement plus fort. Elles finissent par remplir la cavité. Le sclérote contribue ainsi de sa part à la formation de la moëlle. Leitz : ocul. IV. object. 6, Grossiss. 460.

Figure 176. Coupe longitudinale d'un jeune sclérote. Une partie de la cavité est déjà comblée par le tissu de remplissage. Au fond de la cavité on voit aussi le bourgeonnement des filaments. Zeiss : ocul. II. object a_3. Grossiss. 25.

Figure 177. Sclérote entièrement fermé, entouré de la couche corticale. La cavité n'est pas encore remplie, le bourgeonnement continue. Même grossissement.

Figure 178. Le sclérote a renfermé la base de la houppe. La houppe rayée, jaune n'est pas encore enchevêtrée. Les autres colonnes de la houppe sont déplacées par le sclérote. Les hyphes lâches, gélatineuses, couvrant le groupe entier se conservent jusqu'à la fin. Elles adhèrent aux parois du flacon de culture et séparent ainsi toujours le sclérote du verre. Même grossissement.

Figure 179. Un sclérote fermé, mi-août, dessiné à part. Aux deux bouts on voit encore les hyphes couvrant la houppe et les restes du thalle. La couche corticale est dense. Même grossissement.

Figure 180. Coupe tangentielle du thalle mycélien vivant. 1. Couche gélatineuse s'écoulant, dans le moût ; 2. Couche des filaments à cellules gonflées dont la membrane est jaunâtre. Le contenu des cellules est rouge-jaune ; 3. Couche de hyphes lâches avec beaucoups de conidiophores prostratés, bruns, les taches foncées correspondent aux têtes des conidiophores auxquelles adhèrent beaucoup de bulles d'air ; 4. La couche précédente est transpercée par la couche suivante du mycèle, elle a produit aussi pendant un certain temps des conidiophores ; 5. Sur cette couche sont assises les houppes, séparées du verre par 6. une couche lâche de hyphes. Même grossissement.

Figure 181. L'air pénètre dans la partie supérieure d'une grande houppe, la couche corticale du sclérote est presque entièrement développée. Il montre que la houppe dépérit lorsque le sclérote s'est développé et se détache. Grossiss. 15.

Figure 182. Le même, la base fortement grossie. Les deux bouts de la couche corticale se sont presque joints, dans l'ouverture ombilicale la couche corticale séparatrice commence à se former. Zeiss : ocul. IV. object. a_3. Grossiss. 45.

Figure 183. Le même. Formation de la couche corticale séparatrice. La membrane des hyphes se brunit, les filaments cloisonnent abondamment. Il se forme ainsi une couche corticale cicatrisant la plaie ombilicale. Zeiss : ocul. II. object. E. Grossiss. 340.

Figure 184. Côté tourné vers la paroi du flacon d'un organe d'attachement à disques, développé dans un milieu épuisé. On voit bourgeonnement dans l'intérieur. Culture dans du moût gélatiné répandu sur le couvre objet de la chambre humide. Zeiss: ocul. IV. object. A. Grossiss. 100. Par erreur on a mis gross. 25. sur le dessin.

Figure 185. Le même, reproduction du couvre-objet lorsque la gélatine est déjà épuisée. Le tout est rempli d'organes d'attachement à disques «pseudosclérotes». Grand. nat.

Figure 186. Houppe placée dans de l'eau auquel on a ajouté 50% de glycérine. Le troisième jour on observe une reproduction végétative avec des filaments. Les filaments sont larges de 4 à 5 μ et longs de 7·5 mm. Ils se dirigent vers les bords du couvre-objet. Grossiss. 10.

Figure 187. Conidiophores nains, développés en 3 jours dans des cultures de moût. Zeiss: ocul. compens. 4. object. apochrom. 4. Grossiss. 250.

PLANCHE XXI.

Figure 188. La partie fructifiante du conidiophore avec les conidies en formation. Une cellule de la branche extérieure, à gauche, s'est développée irrégulièrement et sa membrane s'est épaissie. Leitz: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 189. Jeunes filaments du Botrytis (culture de 3 jours, moût) fusionnant. Zeiss: ocul. compens. IV. object. apochrom. 3. Grossiss. 340.

Figure 190. *a)* Conidiophore développé le 7e jour dans du moût-gélatiné. Une gaîne muqueuse jaune l'enveloppe. Sur les cloisons il y a de grandes ponctuations.

b) Le même. Partie fructifiante. Les bouts des branches adhèrent au verre, forment des disques et ne portent pas de fruits. Leitz: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 191. *a)* Conidiophore dont la base s'est déchirée mais il a de nouveau poussé dans le moût.

b) Filament mycélien déchiré, les cellules vivantes poussent des tubes étroits à travers les cellules vides. Même grossissement.

Figure 192. Hyphe à disques dans du moût gélatiné répandu sur le porte-objet de la chambre humide. Des disques se sont développés sur les parties adhérant au verre. Ces disques ont poussé à travers de la gélatine des branches effilées, ressemblant à un fouet. Même grossissement.

Figure 193. *a)* et *b)* Filaments mycéliens fusionnant avec des branches courtes courbées. Zeiss: ocul. compens. IV. object. apochrom. 3. Grossiss. 340.

Figure 194. Fragmentation à la façon de l'Oïdium. Les appressoires (d'une culture de 19 jours) furent placés dans du moût gélatiné répandu sur le couvre-objet. Là on a observé la fragmentation des filaments. D'abord on remarque une articulation singulière (le 4e jour). Leitz: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 195. Spores dont les tubes germinatifs courts fusionnent. Même grossissement.

Figure 196. Filaments des appressoires du Botrytis, dans du moût gélatiné (voir fig. 194). Les filaments enroulés quittent en partie la gélatine (cellules sombres) et forment aussi de petites houppes. Même grossissement.

Figures 197 et 198. Fragmentation à la façon de l'Oïdium des filaments poussés par les appressoires et cheminant à la surface de la gélatine (voir fig. 194). La cellule terminale est pyriforme, la couche de plasme est tellement mince qu'on ne pouvait pas le dessiner, par ce qu'il fallait représenter la forte réfringence des filaments. Les ponctuations sur les cloisons des cellules vivantes sont visibles directement sans aucun traitement. Même grossissement.

Figure 199. Le même. La cellule terminale du filament s'est allongée et enflée à ses deux bouts et produit sur des branches courtes des mégaloconidies rondes. Plusieurs de ses articules commencent déjà s'arrondir. Même grossissement.

Figures 200, 202, 203. Le même. Les figures représentent la marche successive de la désagrégation. Même grossissement.

Figure 201. Groupes de conidiophores produisant des microconidies rondes (3 μ) sur des stérigmates en forme de faucille. Leitz: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

Figure 204. *a)* Filament cheminant dans de la gélatine sur le couvercle de la chambre humide. Dans le plasme on voit de grandes vacuoles occupant toute la largueur de la cellule. Dans une cellule le contenu dépérit, le plasme se rétrécit et forme une bande mince.

b) Le même. Le plasme est écumeux, plein de petites vacuoles. Le plasme des autres cellules est en communication à travers des cloisons. Même grossissement.

Figure 205. Fragmentation à la façon de l'Oïdium (voir fig. 194) Filament en croissance rapide avec de petites cellules supprimées. Il montre une ramification à la façon du Cladophora. Même grossissement.

Figure 206. Le même. La majeure partie du filament (développé en 7 à 10 jours) s'est articulée en mégaloconidies. Quelques'unes germent. Même grossissement.

Figure 207. Exsudations aux bouts de filaments (sur le couvercle de la chambre humide), dernière phase de la désorganisation des cultures. La membrane des articulations est fortement gonflée autour des cloisons. Zeiss: ocul. IV. object. C. Grossiss. 220.

Figure 208. Hyphe dégénerée. (Voir fig. 204.) Leitz: ocul. IV. object. 6. Grossiss. 460.

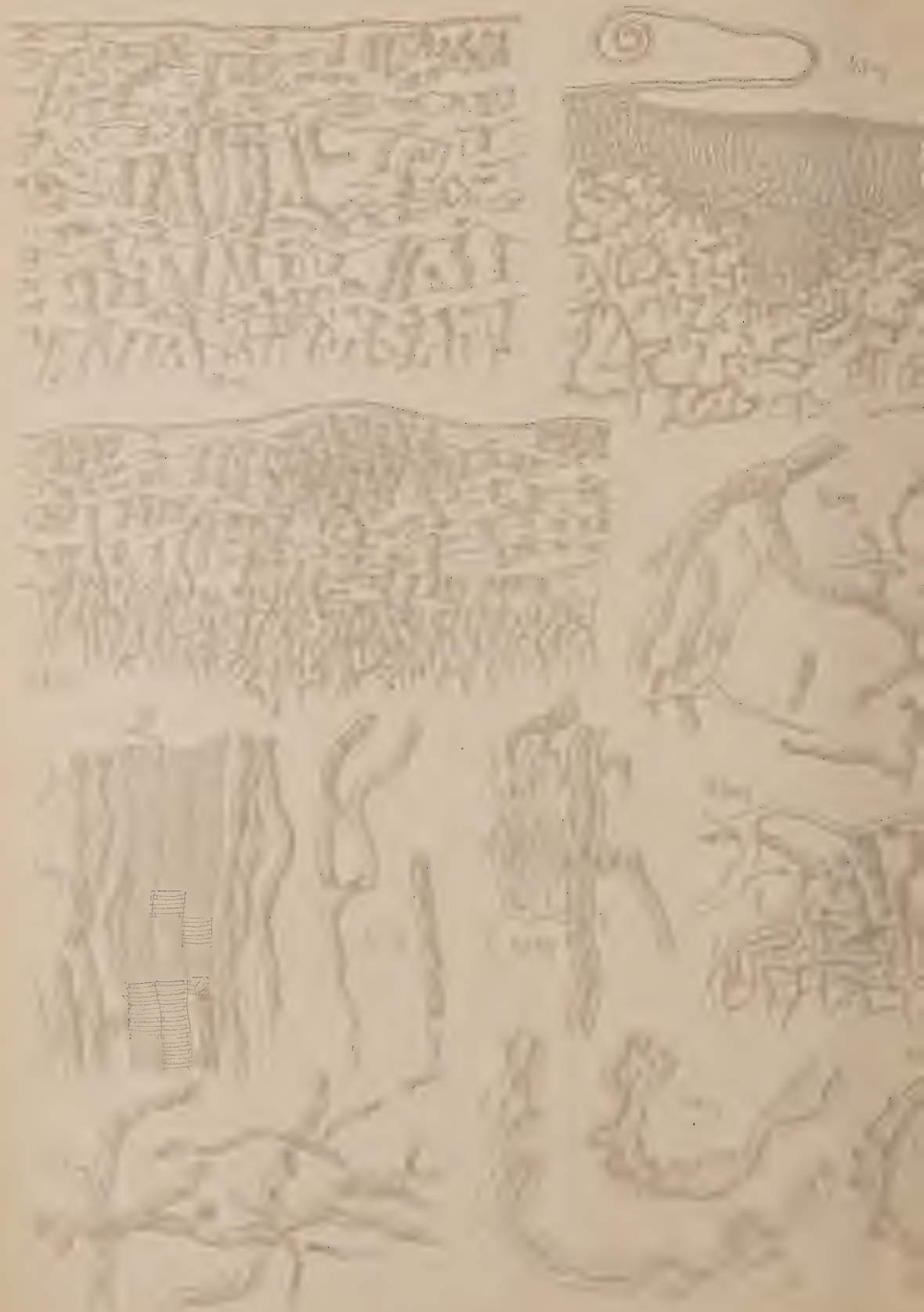
Figure 209. Fragmentation à la façon de l'Oïdium (voir fig. 194). Le filament s'est entièrement désagrégé en mégaloconidies rondes. La cellule terminale s'est bifurqée et essaye de se développer. Zeiss: ocul. compens. IV. object. apochrom. 3. Grossiss. 340. Sur le dessin on a mis par erreur 460.

Figures 210 et 211. Etats jeunes, représentant la formation des exsudations (voir fig. 207). Zeiss: ocul. IV. object. C. Grossiss. 220.

III. 1905.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár pinx.

„ATHENAEUM" BUDAPEST



Gy. de Istvánfi et Gy. Molnár del

Chemigr. Gy. Molnar.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

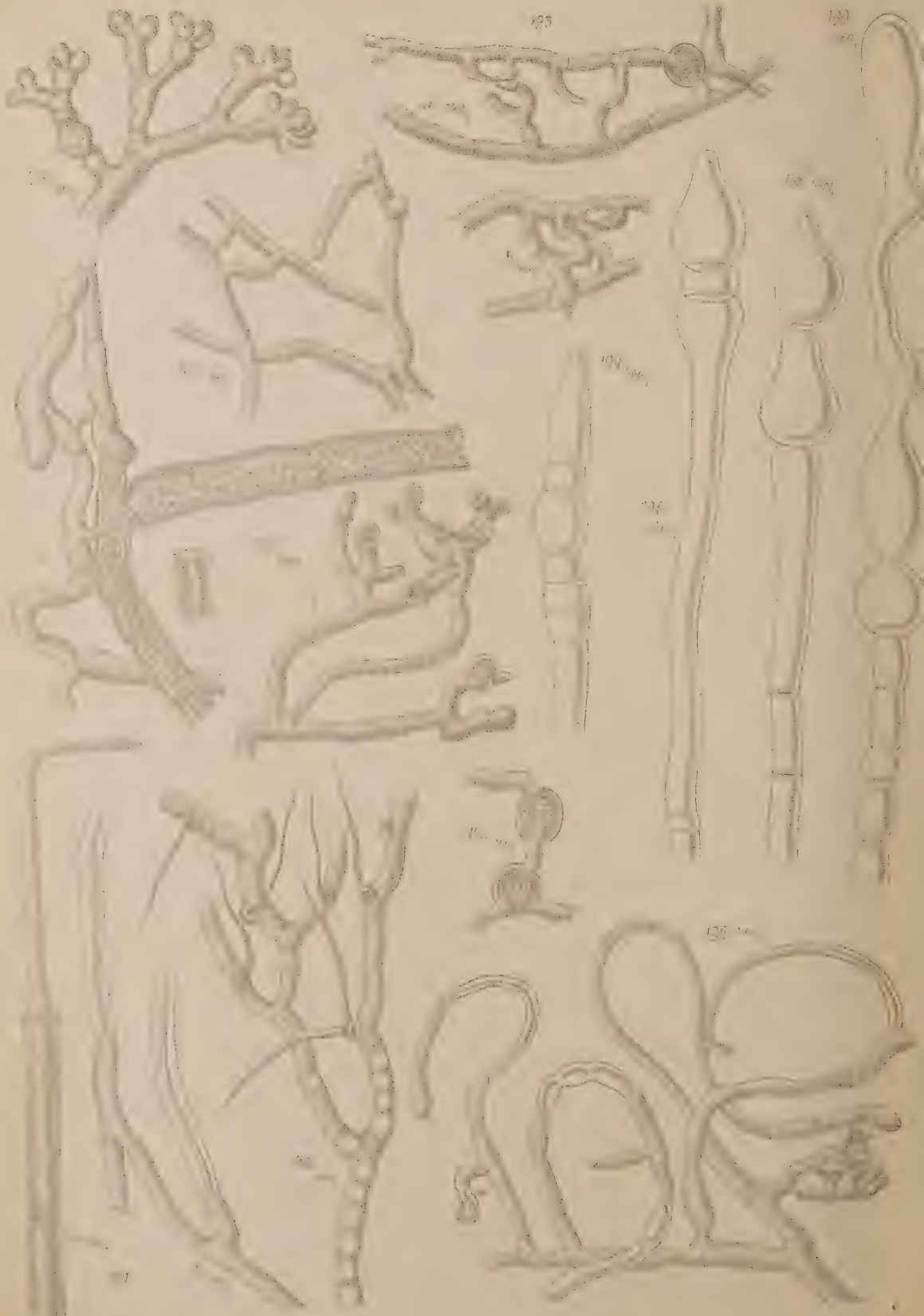
Gr. de Lemaire, et Cy. Mathieu, del.

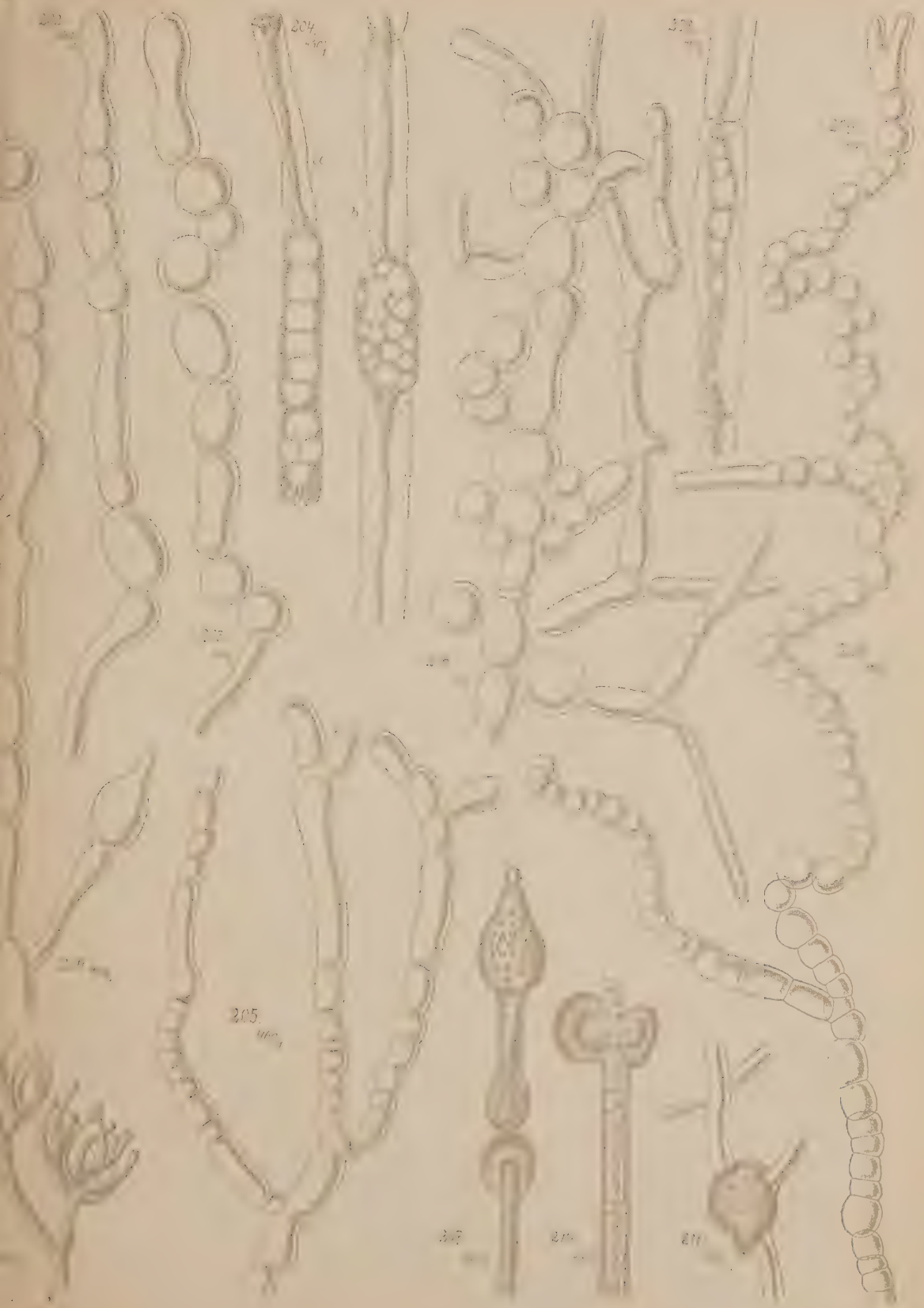
Chemigr. Gy. Molnár.

Chemigr. Gy. Molnár

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Chemigr. Gy. Molnár.





Chemigr. Gy. Molnár.

L'INSTITUT
CENTRAL AMPÉLOLOGIQUE
ROYAL HONGROIS
À BUDAPEST.

Plan itinéraire.

On prend le tramway éléctrique jusqu' à la Station du chemin de fer à crémaillère (Fogaskerekű), d'où les flèches (⇛→) indiquent la route.

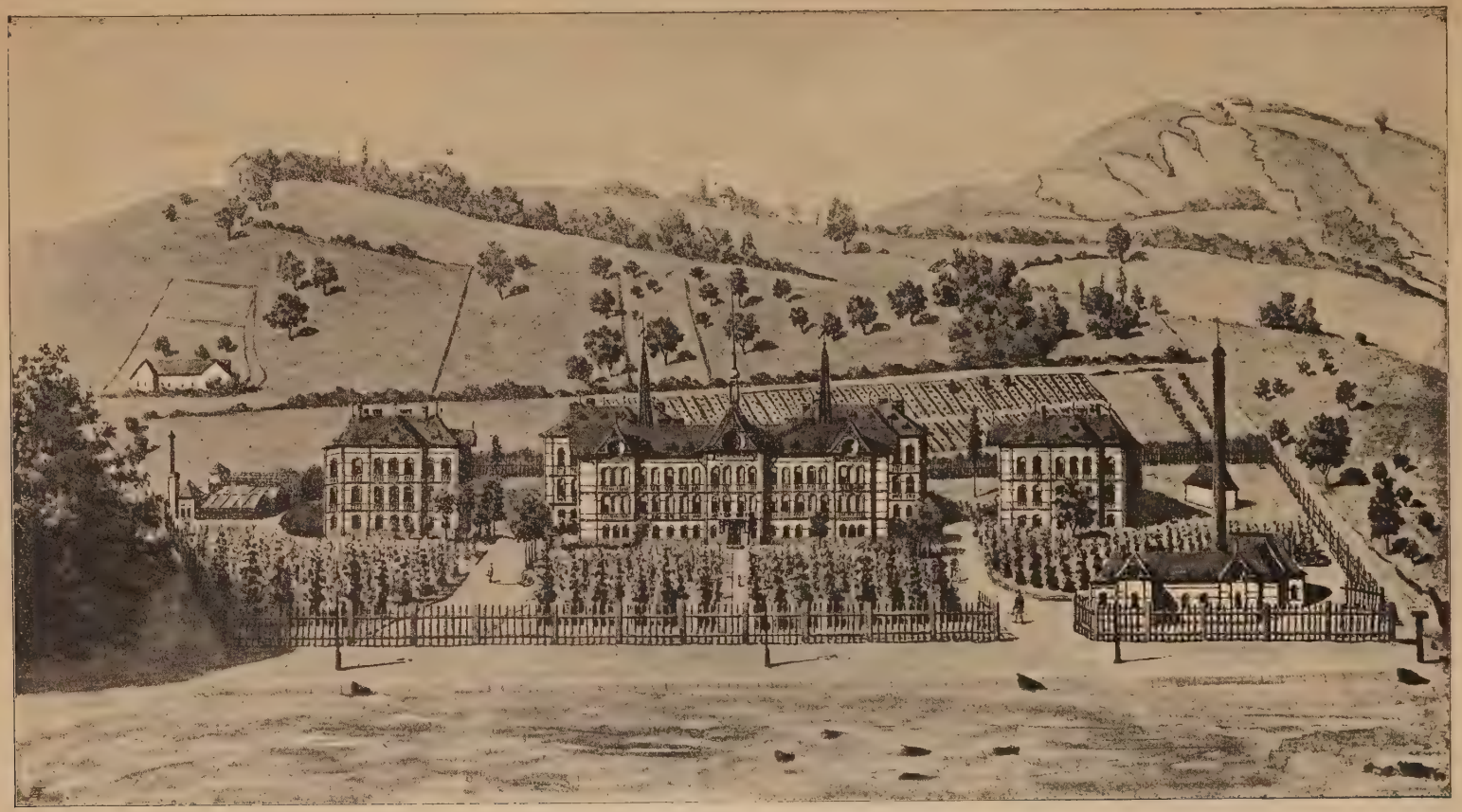
BUDAPEST
SOCIÉTÉ D'IMPRIMERIE ET D'ÉDITIONS PALLAS
1905

L'Institut Central Ampélologique Royal Hongrois.

C'est en 1896 que fut décrétée par loi V la fondation à Budapest de l'Institut Central Ampélologique dans le but d'étudier et de poursuivre par l'emploi systématique de toutes les disciplines scientifiques, biologiques et physico-chimiques ainsi que par des expériences pratiques etc. les questions et problèmes touchant la viticulture et l'oenologie hongroise. A peine la viticulture hongroise est elle arrivée à son apogée — par un travail paisible et heureux — qu'elle a reçu du Phylloxéra et d'autres fléaux des coups terribles, ressentis par toutes les classes des viticulteurs, notamment par les vignerons exclusifs. Mais elle a heureusement survécu aux différentes crises, dans les derniers temps elle jouit d'une nouvelle renaissance et c'est l'Institut Ampélologique qui a pour tâche et pour vocation d'appliquer pratiquement pour le plus grand bien et profit de la Viticulture les résultats de ses recherches approfondies, engageant ainsi la viticulture dans la voie du développement, du progrès et du perfectionnement.

Par la création de cet Institut spécial, le gouvernement hongrois a témoigné son vif intérêt pour la viticulture et en même temps il a fondé un institut tout à fait unique quant au principe de son organisation et de ses moyens et foyers de travaux spéciaux.

Le ministère de l'agriculture en 1898 a invité le Dr. Gy. de Istvánffi, alors professeur à l'université de Kolozsvár



L'INSTITUT AMPÉLOLOGIQUE (VU D'EN FACE).

et lui a confié la mission de dresser les plans et projets ainsi que la tâche de l'organisation et de l'installation; puis les soins de la direction scientifique et de l'administration lui ont été confiés comme directeur définitif de l'institut.

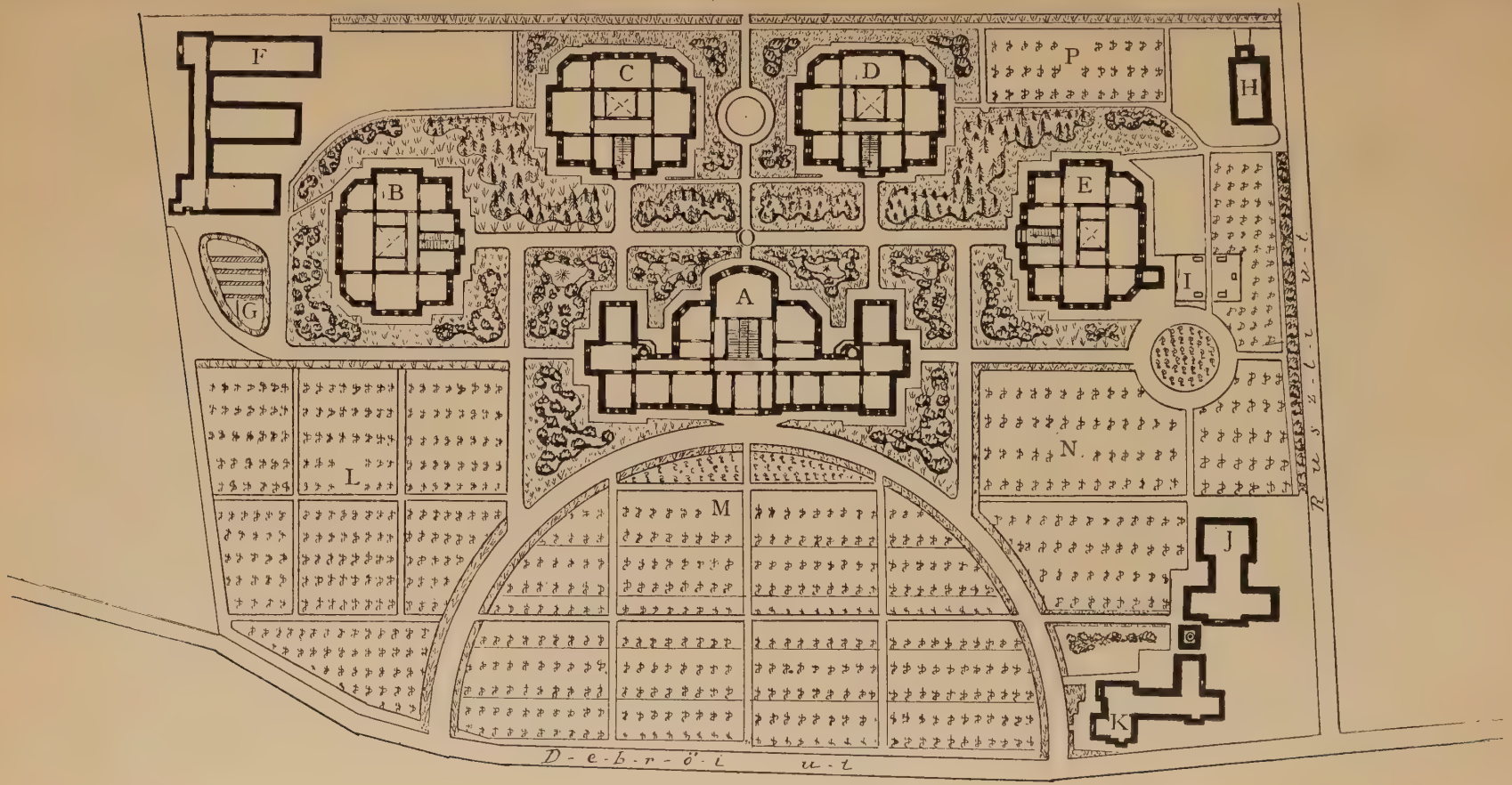
Provisoirement le nouvel établissement s'installait dans des localités louées dans la maison No. 10, rue Attila en y attendant l'achévement de ses bâtiments situés aux abords de la capitale. Mais il a commencé déjà dans cet home provisoire et tout à fait insuffisant ses recherches; qu'il soit permis de signaler les trois premières oeuvres* issues pendant cette période d'un travail fébril, difficile et encombrant, à la fois occupés par l'élaboration des projets, des installations, par l'organisation du service de la station viticole et des recherches biologiques-chimiques, ainsi que des expériences, enfin des études exécutées dans les vignobles.

Les travaux de construction finis en 1904, l'institut prend possession de ses localités définitives et commence son installation intérieure, qui exige encore naturellement un temps plus long. En attendant que nous puissions publier une description de l'institut complet, nous désirons faire connaître ce nouvel établissement biologique, — permettant l'emploi coopératif de toutes les sciences intéressées à la viticulture —, même au monde scientifique n'étant pas en contact si direct avec la viticulture.

Les bâtiments, situés aux abords de la capitale, aux côtes du Rókushegy (Törökvészdülő, Debrői-út) sont faciles à atteindre en prenant le tramway jusqu'à la station du chemin de fer à crémaillère du Svábhegy (Fogaskerekű-vasút), là on monte l'escalier en face de la station, côté droit de la route. (Voir le plan itinéraire sur la couverture.)

L'immeuble de l'institut forme un rectangle oblong de 3·26 hectares. Le bâtiment central et les pavillons des laboratoires en occupent le milieu. Le coin du Sud-Est est réservé pour la halle des machines (chauffage central, électricité, travaux méca-

* 1. A. DE TOMPA. Sur la soudure de la greffe herbacée de la vigne.
2. GY. DE ISTVÁNFFI. Etudes sur le rot livide de la Vigne.
3. J. GÁSPÁR. Recherches chimiques sur les sarments américains.



PLAN DE L'IMMEUBLE DE L'INSTITUT.

niques) (Plan J. K.). Dans l'autre bout de la diagonale, le coin Nord-Ouest est occupé par les serres (F). Autour du groupe central des bâtiments s'étend un petit parc pour défendre les laboratoires contre la poussière. Les rochers in situ disséminés par-ci et là dans le sol et difficiles à enlever, ont été transformés en groupes alpins, grâce à l'intérêt de l'ancien ministre fondateur de l'institut M. DE DARÁNYI. En outre le terrain libre (1·9 hectares) est occupé par les champs d'expériences. Plus haut sur la côte, séparé par une ruelle, se trouve un champ annexe, servant pour l'installation d'une collection ampélographique, des pépinières etc.

Quant à l'organisation de l'institut, outre la direction il y a quatre sections, qui sont les suivantes:

1° Section de Biologie (pathologie et physiologie végétale).
2° « « Chimie (oenologie scientifique).
3° « « Zymologie (étude de la fermentation).
4° « « Viticulture et d'Oenologie pratiques (applications).

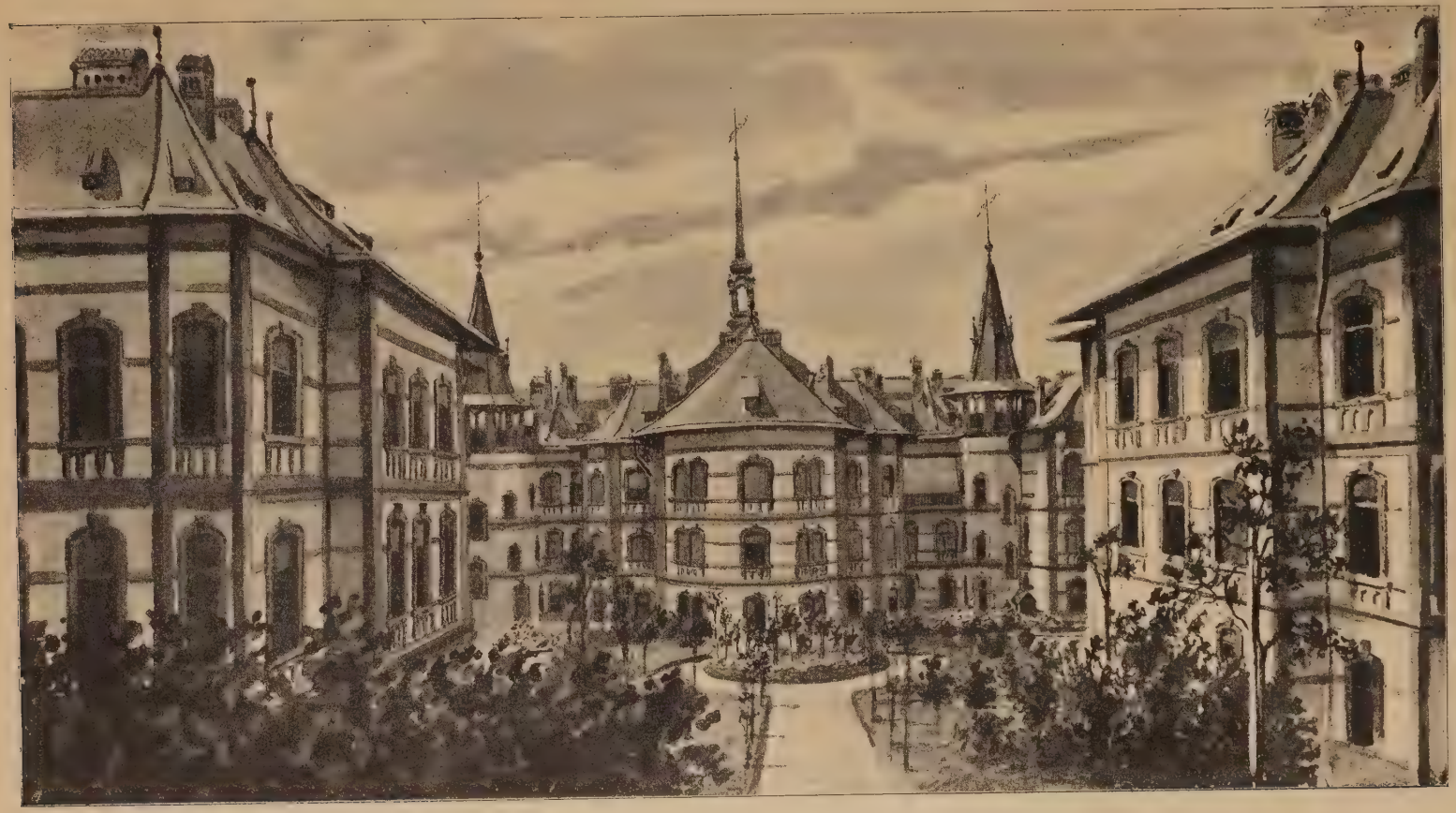
Chaque section est dirigée par son chef, tous subordonnés au directeur.

Le fonctionnement de l'institut se fait d'après le principe de la division du travail. Les thèmes, problèmes détaillés jusqu'aux dernières limites, conformément aux exigences des diverses disciplines sont distribués aux sections, dont chacune prend ainsi part à l'exécution des travaux et concourt ainsi à élucider le problème à chaque point de vue. Les résultats obtenus par les sections scientifiques sont éprouvés et adaptés à la pratique par la 4e section.

Chaque section a son pavillon à part. Chaque pavillon est haut d'un étage, long de 29 m et large de 21 m. L'arrangement des pièces est subordonné au même principe et adapté aux travaux spéciaux.

Bâtiment central (A).

Comme tous les édifices, celui-ci est aussi construit en briques rouges (sa longueur est de 66 mètres, et sa largeur de 21 mètres). Il contient la direction, la bibliothèque, les musées, un auditoire pour les conférences publiques et le «Cours supé-



BATIMENT CENTRAL ET PAVILLONS DE CHIMIE ET DE ZYMOLOGIE.

rieur de Viticulture et d'Oenologie»* (Felsőbb szőlő- és borgazdasági tanfolyam).

Les locaux occupés par le «Cours supérieur de Viticulture» sont situés au rez-de-chaussée et au premier étage. Ils comprennent une salle de conférences, des salles de lecture, musées, ensuite des laboratoires de chimie, de biologie et de géologie viticole etc.

I. Section de biologie (B).

Cette section étudie les maladies de la Vigne à tous les points de vue, ainsi que la physiologie de cette plante.

1° En étudiant le développement, la vitalité, ainsi que les conditions biologiques des ravageurs de la Vigne, elle établit des moyens de défense, des méthodes et procédés de traitement et le moment propice de l'application.

2° Elle s'occupe de toutes les maladies causées par les altérations physiologiques et des accidents météoriques, pour établir une hygiène rationelle de la Vigne.

3° Elle poursuit des recherches physiologiques approfondies de tous les phénomènes de la Vie (nutrition, développement, réceptivité, accomodation etc.) spécialement des exigences d'une viticulture rationelle.

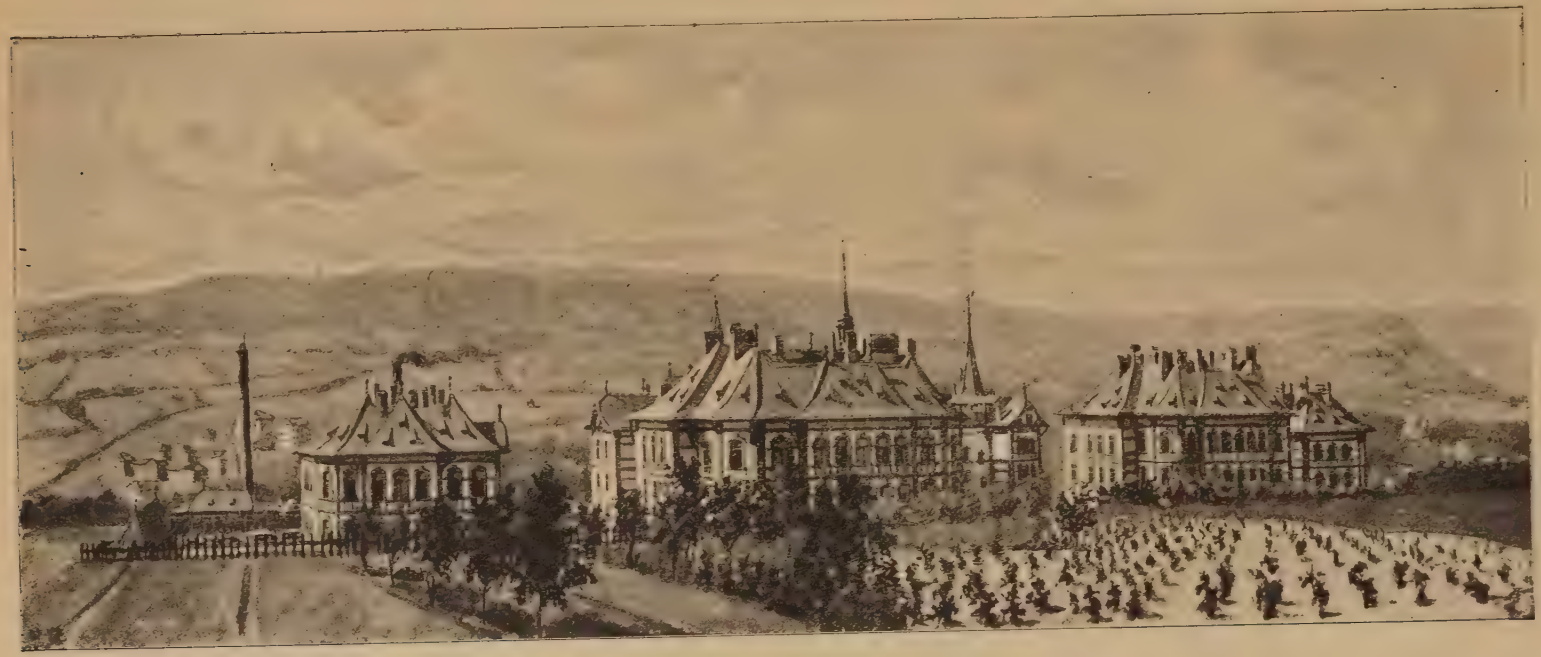
4° Elle étudie l'amélioration des cépages, l'hybridation, le greffage.

5° Elle donne gratuitement des informations et des instructions au public sur les maladies de la Vigne, et sur leur traitement.

La disposition des laboratoires est la suivante:

Souterrain: Dépôt des objets en verre, porcelaine, des matériaux chimiques, des milieux nutritifs ainsi que du matériel de recherche. Chambre obscure pour le forçage des champignons vivant sur les organes souterrains. Puis les cabinets des

* Fréquenté par les anciens élèves de l'Institut National Agronomique (Magyaróvári gazdasági főiskola) et des Ecoles Sup. d'Agriculture (Gazdasági Intézet), qui sont admis sur la permission du ministre d'agriculture (des bourses facilitent les études des meilleurs élèves). L'enseignement dure une année, son but est de fournir à l'état et aux domaines des employés spécialistes en Viticulture.



L'INSTITUT AMPÉLOLOGIQUE (VUE PRISE DE DERRIÈRE).

autoclaves, de la machine centrifuge, atelier mécanique et logement du garçon de laboratoire.

Rez-de-chaussée :

Pathologie. Laboratoire pour la distribution du matériel recueilli et reçu. Laboratoire et bureau de chef. Grand laboratoire pour les travaux microscopiques. Atelier de photographie. Chambre des cultures pures, accessible du corridor selon le besoin par des pièces à désinfection. Pièce pour la préparation préalable du paraffine servant à l'inclusion.

Premier étage :

Physiologie. Ici nous trouvons les laboratoires adaptés à l'étude mentionnée, spécialement à l'observation des influences chimiques, de la nutrition, etc. Cabinet des balances de précision. Bibliothèque.

Chambre noire de photographie. Salle de recherche sur l'influence de la lumière et laboratoires du directeur.

C'est l'occasion de mentionner les serres (F), dont il y a trois. L'inférieure sert à la propagation, l'autre pour les expériences pathologiques et la troisième pour le forçage, avec deux compartiments (1e et 2e saison).

II. Section de chimie (C).

La section de chimie fait :

1° L'analyse minutieuse des moûts et des vins, selon les régions viticoles et détermine les valeurs limites des principes constitutifs pour la législation.

2° Elle étudie les méthodes servant à reconnaître la falsification des vins et de ses produits, construit des appareils oenologiques et élabore des méthodes pour le praticien.

3° Elle étudie l'influence chimique du sol, des fumures, des procédés de culture, sur les cépages, ainsi que la composition chimique de la Vigne et de ses fruits.

4° Elle fait des études sur les propriétés chimiques et physiques du sol des vignobles de la Hongrie, en considérant l'utilisation des sels nutritifs, le dosage de la fumure et le rôle

physiologique du calcaire, dirige et contrôle chimiquement des expériences pour l'application des engrais.

5° Elle étudie et contrôle tous les moyens employés dans la Viticulture et l'Oenologie et en cherche de meilleurs.

PAVILLONS DE CHIMIE, DE ZYMOLOGIE ET D'OENOLOGIE.

Souterrain :

Depôts pour les instruments en verre, porcelaine, métal, pour les matières chimiques et pour les épreuves arrivées, ainsi que d'autres matières servant aux recherches. Logement du garçon de laboratoire.

Rez-de-chaussée:

Laboratoires pour les analyses anorganiques y compris l'étude des sols (lavage) avec un cabinet d'hydrogène sulfureux; laboratoires pour l'analyse des gaz avec un cabinet pour les réactions forcées; laboratoires pour les explosifs et matières inflammables (sulfure de carbone) avec un bassin de sûreté. Une pièce avec des machines à extraction et à distillation sous pression. Cabinet pour la distillation de l'eau et un autre pour le nettoyage.

Premier étage:

Laboratoires et bureau du chef avec un cabinet de balances, puis les laboratoires pour les analyses organiques et des vins (cabinet de balances et cabinet d'incinération). Cabinet noir pour les analyses spectrales et la polarisation. Chambre pour les analyses électrolytiques. Bibliothèque.

III. Section de zymologie (D).

1° Elle étudie tous les phénomènes de la fermentation, du développement et du traitement des vins au point de vue de la zymotechnique et de la bactériologie. Pour l'amélioration et l'égalisation de la qualité des vins elle cherche à isoler et à utiliser les levures spéciales des vins hongrois et poursuit des études approfondies sur leur emploi dans la pratique, en prenant en considération les exigences spéciales des différentes régions viticoles.

2° Elle exécute des recherches microbiologiques sur les maladies des vins et sur leur traitement. Elle étudie la pasteurisation des vins et la stérilisation du moût.

3° Elle s'occupe des bactéries jouant un rôle dans la transformation du sol et des fumures et puis des ferments de la Vigne, des matières aromatiques etc.

Souterrain:

Dépôts des matières chimiques, des milieux artificiels. Pièces pour la préparation de ces milieux et pour leur stérili-

sation. Chambre pour la réfrigération et puis un cabinet pour la distillation de l'eau, autoclaves. Logement du service.

Rez-de-chaussée:

Pathologie des vins. Deux laboratoires pour les recherches bactériologiques (cabinets avec arrangement pour la stérilisation

III. SECTION DE ZYMOLOGIE.

de la pièce entière par la vapeur surchauffée. On fait dans ces pièces l'isolement des germes et les inoculations exigeant la plus grande précaution). Pièce pour les thermostates. Atelier de photographie. Musée pour les collections des cultures pures authentiques des levures et des microbes. Collection des appareils de précision. Dépôt des vins malades et bureau.

Premier étage:

Physiologie des levures. Bureau et laboratoire du chef de la section. Laboratoires pour la chimie de la fermentation (cabinet de balances) et pour la recherche des levures (cabinet pour les thermostates et pour la stérilisation). Pièce pour les recherches optiques.

IV. Section de Viticulture et d'Oenologie pratiques (E).

1° Elle s'occupe de l'application des résultats d'un intérêt pratique obtenus par les autres sections. Elle les adapte pour les besoin de la Viticulture intrinsèque. Elle exécute des expériences pratiques sur les questions de l'adaptation, de la séléction, puis de l'application des engrais.

2° Elle contrôle les cépages au point de vue ampélographique, surveille et perfectionne les collections vivantes et prend des mesures pour la propagation des cépages convenables aux exigences des différentes régions et milieux. Elle organise les collections conservées et herbiers renfermant les types ampélographiques.

3° Elle exécute les levées géologiques des différentes régions viticoles du pays, ayant pour but l'amélioration et la propagation de la culture. Elle collectionne les observations phaenologiques et météorologiques, commencées par l'Institut Ampélologique dans les vignobles des différentes régions. Elle donne au public des avis et des informations sur toutes les questions intéressant la Viticulture et l'Oenologie pratique.

Souterrain:

Caves expérimentales. Elles comprennent des cuves et des pièces de fermentation, pasteurisation etc. Logement du service. Collection géologique.

Rez-de-chaussée:

Bureau du chef. Laboratoires géologiques et oenotechniques. Cabinet de balances.

Les autres pièces du pavillon sont occupées provisoirement par la Station entomologique agricole.

Ameublement :

On a choisi le bois de mélèze (Larix europaea), seules les planches des tables servant aux travaux de laboratoire sont en chêne ou en lave émaillée.

IV. SECTION DE VITICULTURE ET D'OENOLOGIE PRATIQUES.

Éclairage :

L'éclairage électrique à 2 Ampères et 110 Volts est obtenu par la réduction du courant à 3000 V. fournis par les usines de la Soc. Anon. Hongr. La transformation du courant alternant pour les appareils de projection et pour les analyses chimiques etc. se fera par un transformateur dans la halle des machines.

Conduites :

Les conduites du gaz, de l'éléctricité et de l'eau sont fixées sur les murs en vue du contrôle.

Chauffage:

Le chauffage central est effectué, par la vapeur arrivant dans les calorifères sous une pression de 0·8 à 1·0 atm. Les calorifères et radiateurs sont placés dans les niches des fenêtres. Dans certains locaux il y a en outre des fourneaux à gaz.

Glacier:

Dans le Nord-Est de l'immeuble est situé le glacier (H) qui sert aussi de réfrigérateur et contient en annexe un magasin pour les matières explosives.

Champs d'expériences:

Auteur des bâtiments il y a des champs d'expériences plantés avec les cépages producteurs de principaux vins du pays greffés sur Riparia Portalis (M, L). En outre il y a la parcelle des américaines (P) et des hybrides (N). L'annexe (X) contient la collection des 25 cépages hongrois, francs de pied, conservés par le sulfurage, puis les pépinières et les stratificateurs. Ici se trouve aussi un petit parc météorologique.